ARCHIVES
DU
MUSÉUM NATIONAL
D'HISTOIRE NATURELLE

publiées par MM. les Professeurs-Administrateurs

SEPTIÈME SÉRIE



TOME III

ÉDITIONS DU MUSÉUM
36, Rue Geoffroy-St-Hilaire — Paris Ve

1954-55

BULLETIN DU MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE

Paraît depuis 1895, 6 ou 7 numéros par an. Réunit de brèves communications sur toutes les branches des sciences naturelles.

1re SÉRIE : 1895 à 1928, t. I à XXXIV.

2e SÉRIE : en cours, depuis 1929.

Abonnement : France : 1.500 francs, Étranger : 2.000 francs payable comptant à la Bibliothèque centrale du Muséum national d'histoire naturelle, 36, rue Geoffroy-Saint-Hilaire, Paris (5e) ou par chèque bancaire ou par versement au C.C.P. Paris 9062-62.

Peut s'obtenir par échange.

MÉMOIRES DU MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE

Paraissent depuis 1935, sans périodicité. Contiennent des monographies.

— 30 tomes, parus de 1935 à 1950. Liste sur demande.

— Nouvelle série en 3 parties depuis 1950 : A. Zoologie. B. Botanique. C. Sciences de la terre.

Prix variables suivant fascicules.

Peuvent s'obtenir par échange.

PUBLICATIONS DU MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE

Paraissent depuis 1933, sans périodicité. Contiennent des monographies scientifiques ou biographiques.

Prix variables suivant les tomes.

Peuvent s'obtenir par échange.

ANNUAIRE DU MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE

Paraît depuis 1939. 7e année, 1953, 172 p., 200 fr. franco.

CATALOGUE DE L'EXPOSITION DU TROISIÈME CENTENAIRE

Paru en 1935. 150 p., 8 pl., 200 francs franco. Étranger : 300 francs.

LES GRANDS NATURALISTES FRANÇAIS

1. **Buffon**, 1952, 245 p., 25 pl., 1.200 fr. franco.
2. **Victor Jacquemont et Stendhal** (en préparation).

GUIDE GÉNÉRAL DU JARDIN DES PLANTES

Paru en 1954, 32 p., fig., 2 plans, 150 fr. franco.

Ces quatre dernières publications peuvent aussi s'obtenir par échange.

ARCHIVES
DU
MUSÉUM NATIONAL
D'HISTOIRE NATURELLE

SEPTIÈME SÉRIE

LISTE
PAR ORDRE D'ANCIENNETÉ DES PROFESSEURS-ADMINISTRATEURS DU MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE

Arrêtée au 1er Septembre 1955.

NOM	CHAIRE	DATE de l'entrée en fonctions
*Édouard BOURDELLE (1) . .	Zoologie (Mammifères et Oiseaux).	16 Juillet 1926.
*Paul RIVET	Ethnologie des Hommes actuels et des Hommes fossiles.	6 Mars 1928.
*Auguste CHEVALIER	Agronomie coloniale.	19 Juin 1929.
*René JEANNEL.	Entomologie.	1er Octobre 1931
Henri HUMBERT	Phanérogamie.	1er Octobre 1931.
André GUILLAUMIN.	Culture.	10 Décembre 1932.
Achille URBAIN	Ethologie des Animaux sauvages.	1er Janvier 1934.
Camille ARAMBOURG	Paléontologie.	1er Novembre 1936.
Jean ORCEL.	Minéralogie.	1er Mai 1937.
*Louis FAGE	Zoologie (Vers et Crustacés).	1er Décembre 1937.
Charles SANNIÉ	Chimie organique.	1er Décembre 1941.
René ABRARD.	Géologie.	20 Décembre 1941.
Paul VAYSSIÈRE	Entomologie agricole coloniale.	1er Janvier 1942.
Théodore MONOD	Pêches et Productions coloniales d'origine animale.	18 Août 1942.
Jacques MILLOT.	Anatomie comparée.	1er Mars 1943.
Maurice FONTAINE.	Physiologie générale.	15 Mars 1943.
Édouard FISCHER	Malacologie.	1er Décembre 1943.
Léon BERTIN	Zoologie (Reptiles et Poissons).	1er Août 1944.
Roger HEIM.	Cryptogamie.	1er Août 1945.
Auguste LOUBIÈRE	Anatomie comparée des Végétaux vivants et fossiles.	1er Août 1945.
Roland PORTÈRES	Agronomie coloniale.	1er Avril 1948.
Jacques BERLIOZ.	Zoologie (Mammifères et Oiseaux).	1er Avril 1949.
Yves LE GRAND	Physique appliquée aux Sciences naturelles.	1er Juillet 1949.
Henri-Victor VALLOIS . . .	Ethnologie des Hommes actuels et des Hommes fossiles.	1er Mars 1950.
Lucien CHOPARD	Entomologie.	1er Août 1951.
Henri LACOMBE	Océanographie physique.	1er Mars 1955.
Max VACHON	Zoologie (Vers et Crustacés).	1er Juin 1955.
Georges KUHNHOLTZ-LORDAT	Écologie et Protection de la Nature.	1er Juillet 1955.

(*) L'astérisque s'applique aux Professeurs honoraires.

ARCHIVES
DU
MUSÉUM NATIONAL
D'HISTOIRE NATURELLE

publiées par MM. les Professeurs-Administrateurs

SEPTIÈME SÉRIE



TOME III

ÉDITIONS DU MUSÉUM
36, Rue Geoffroy-St-Hilaire — Paris V^e

1954-55

SOMMAIRE



Photo STUDIO THÉO

Source : MNHN, Paris

JEAN BECQUEREL

(1878-1953)

par Yves LE GRAND

Professeur au Muséum d'Histoire Naturelle.

Jean Becquerel naquit le 5 février 1878, dans un appartement situé au n° 10 de la rue Gay-Lussac où son père, Henri Becquerel, s'était installé l'année précédente après son mariage avec la fille du physicien Jamin; les fiançailles avaient été longues, puisqu'elles dataient de 1871, alors que Henri, âgé de 19 ans, était élève de Mathématiques spéciales au lycée Louis-le-Grand, où il avait eu comme professeur de mathématiques Darboux, son futur collègue à l'Institut; mais le bonheur des jeunes époux fut bref : la mère de Jean Becquerel mourut à 20 ans, peu après la naissance de son fils, et Henri revint dans la maison qu'habitaient sa grand'mère, la veuve d'Antoine-César Becquerel, et ses parents, les Edmond Becquerel, dans le Jardin des Plantes.

C'était une grande bâtisse assez délabrée, bordant au Nord-Est la cour d'honneur de l'hôtel de Magny et touchant presque l'amphithéâtre; elle a disparu en 1896. Lacépède, Daubenton, Fourcroy y avaient logé, et Antoine-César Becquerel y était venu habiter lorsqu'il avait été nommé Professeur au Muséum, en 1838. A cette époque, tous les Professeurs logeaient dans le Jardin, et y menaient une vie assez gaie, se recevant en famille les uns les autres; il y avait même un petit cours de danse, organisé par un certain M. Baptiste qui était au service de J.-B. Dumas, et où la jeunesse se retrouvait.

Les premières images du monde que vit Jean Becquerel furent donc ce beau Jardin où la vie scientifique de ses ancêtres et la sienne devaient s'écouler; la première histoire qu'il entendit raconter fut l'épopée de l'extraordinaire aïeul, Antoine-César.

Les Becquerel de la Chevrotière étaient originaires d'Amiens, et depuis Louis XIV leurs armoiries étaient enregistrées à l'Armorial général de la France. Pierre Becquerel, né à Dargies en 1682, quitta la Picardie pour la capitale; puis son fils, Pierre-Hector Becquerel, né en 1729 à Paris, vint se fixer en 1763 à Châtillon-sur-Loing, près de Montargis, petite place-forte qui avait été la patrie de Coligny. Il y fut Lieutenant du Roi jusqu'à sa mort (1775) et dernier titulaire de cette charge. Son fils, Louis-Hector, né à Paris en 1765, exerça la charge d'Écuyer contrôleur des guerres, et aurait été victime de la Terreur sans la complicité d'un gardien de prison dont il avait autrefois obligé la famille.

Son fils, le grand ancêtre Antoine-César, né à Châtillon en 1788, fit ses études à Gien et à Fontainebleau, puis suivit les Mathématiques Spéciales au Lycée Henri IV à Paris où il eut comme condisciple Cauchy, qui devait rester son ami. Reçu à Polytechnique en 1806,

envoyé en 1810 en Espagne, il prit part comme officier du génie aux sièges les plus meurtriers de cette terrible guerre. Et on montrait à son arrière petit-fils une précieuse relique, un volume de BUFFON qu'il avait ramassé dans la rue pendant le pillage de Tarragone; le Lieutenant BECQUEREL avait lu et annoté ce livre durant le siège de Valence, recevant ainsi sa première initiation aux Sciences Naturelles.

Évacué pour maladie en 1812, nommé Capitaine et décoré de la Légion d'Honneur, il participa à la Campagne de France et prit sa retraite en 1815 avec le grade de Chef de Bataillon. Un cousin germain de sa mère, le peintre GIRODET, lui conseilla de s'orienter vers les sciences. Et peut-être, en racontant cette belle histoire à son petit-fils, Edmond BECQUEREL évoquait-il une destinée curieusement parallèle, celle de Charles CISTERNAI DU FAY, né en 1698, qui avait lui aussi participé à des sièges en Espagne, été membre de l'Académie Royale des Sciences, Intendant du Jardin du Roi et précurseur d'Antoine-César par des recherches sur l'électricité et la phosphorescence.

Et puis c'était la ruée vers la gloire scientifique : dès 1829, l'Académie des Sciences ouvrait ses portes à Antoine-César. A la fin de 1836, GUIZOT, Ministre de l'Instruction Publique, avait consulté l'Assemblée des Professeurs du Muséum sur l'utilité d'une chaire de Physique dans cet établissement, et la réponse avait été favorable. En juin 1837, GAY-LUSSAC avait proposé à la Chambre des Députés, en amendement au budget, l'ouverture d'un crédit de 10 000 francs (1) pour créer cette chaire. Malgré l'intervention de M. DE SALVANDY, Ministre de l'Instruction Publique, qui insista sur le fait qu'il n'existait pas en France de cours de Physique appliquée aux Sciences Naturelles et que cette création serait fructueuse pour le Muséum, « un des plus magnifiques établissements, un de ceux qui font le plus honneur à notre Nation », l'amendement fut repoussé et il fallut attendre juillet 1838 pour que ce crédit soit inscrit dans le budget normal. L'Assemblée des Professeurs proposa Antoine-César BECQUEREL comme titulaire, et c'était d'ailleurs dans cette évidente intention que la chaire avait été créée; il venait d'être nommé Président de l'Académie des Sciences.

Antoine-César avait souffert de nombreux ennuis de santé : il avait failli être brûlé vif à sept ans, s'était cassé deux fois le bras droit, avait eu le genou malade; à la Noël 1860, il glissa sur la neige en quittant son laboratoire et se brisa le col du fémur; il était debout six semaines plus tard. Une extraordinaire énergie l'habitait : à 90 ans il faisait toujours son Cours avec ponctualité, car il n'y avait pas d'âge de retraite au Muséum. Ce grand vieillard à la peau parcheminée, droit, vif, le regard extraordinairement perçant, laissait une impression ineffaçable à tous ceux qui l'avaient connu. Il était très accueillant et sa table était célèbre (hormis des oranges fort acides et un petit vin imbuvable, dont il était fier parce que venant de ses serres et de son domaine de Châtillon).

Ainsi le petit Jean BECQUEREL grandissait dans le culte de ce prodigieux arrière grand-père, mort dix-huit jours avant sa naissance. Alors qu'il avait 4 ans, en 1882, il assista aux fêtes données à Châtillon pour l'inauguration de la statue d'Antoine-César, magnifique bronze de Guillaume; cela resta un de ses plus lointains souvenirs d'enfance. Soixante ans plus tard, Jean BECQUEREL, avec la complicité du maire de Châtillon, fit enlever et cacher cette statue pour qu'elle échappe à la récupération des « métaux non ferreux ».

(1) A savoir 5 000 francs pour le professeur, 1 500 pour le préparateur, le reste pour le matériel.



Tout autant que cette belle légende, l'exemple vivant de son grand-père et de son père poussait invinciblement le jeune Jean vers la physique. Edmond, né à Châtillon en 1820, était le troisième enfant d'Antoine-César (1); il avait été un peu écrasé par la personnalité tyrannique de son père; reçu en 1837 à l'École Normale Supérieure et en 1838 à Polytechnique, il avait tout abandonné pour le laboratoire du Muséum où il avait été nommé préparateur en 1844. Il avait énormément travaillé et publié de nombreux ouvrages en collaboration avec son père, sous la curieuse signature « BECQUEREL et Edmond BECQUEREL »; il avait une vénération profonde pour lui : élu membre de l'Académie des Sciences en 1863, le jeune Edmond entrait toujours à l'Institut en donnant le bras au vieil Antoine-César.

Edmond s'était marié en 1851 et avait eu deux fils, André-Paul et Henri; le premier s'était consacré au domaine de la Jacqueminière qui appartenait à la famille de sa mère, domaine situé près de Courtenay, dans le Loiret, au centre d'une région très giboyeuse; il s'était spécialisé dans la sylviculture et fut Secrétaire de la Société des agriculteurs de France (2). Le second, né en 1852 au Muséum, avait été reçu en 1872 à Polytechnique (3) et en était sorti dans le corps des Ponts et Chaussées. Mais il avait été mis en service détaché pour venir, lui aussi, travailler dans le laboratoire du Muséum où il était préparateur depuis 1878, c'est-à-dire depuis que son père avait succédé comme Professeur à son grand-père.

Dans cette ambiance de science familiale, Jean BECQUEREL grandissait en poursuivant ses études à Louis-le-Grand. Très doux et précoce, il se plaisait davantage dans la compagnie de son père et de son grand-père que dans celle d'enfants de son âge. Il aimait à apporter à l'amphithéâtre les appareils qui servaient aux leçons d'Edmond; ses premiers jouets furent des aimants et des électroscopes. Le soir il se distrayait à démonter des pendules; il garda toute sa vie le goût de l'horlogerie, et une de ses innocentes manies était de régler sa montre à la seconde près afin de commencer son cours à l'heure rigoureuse.

La musique était en honneur chez les BECQUEREL; en 1807, Antoine-César avait fait partie comme flûtiste de l'orchestre de Polytechnique qui, à cette époque, se faisait entendre tous les dimanches à la grand'messe de Saint-Étienne-du-Mont. Edmond avait une belle voix. Jean apprit l'orgue sous la direction de GIGOUT, organiste à Saint-Augustin; cela devait rester une des passions de sa vie, avec la chasse à laquelle il avait été initié très jeune : à huit ans, il battait avec son père les bois de la Jacqueminière et tirait déjà très bien.

Jean BECQUEREL avait 10 ans quand son père soutint en Sorbonne sa thèse de Doctorat ès-Sciences sur les « variations du spectre d'absorption dans les cristaux »; le deuxième sujet était « la polarisation rotatoire magnétique ». Presque toute l'œuvre future de Jean BECQUEREL est inscrite sous ces deux titres.

(1) L'aîné, Louis-Alfred, avait été Professeur agrégé à la Faculté de Médecine de Paris, comme son beau-frère MÉNIÈRE qui avait épousé la fille d'Antoine-César.

(2) André-Paul mourut en 1904, laissant deux fils, Paul et Maurice. Paul BECQUEREL, Professeur honoraire à la Faculté de Poitiers, correspondant de l'Institut, célèbre par ses travaux de botanique expérimentale, continua ses recherches au Laboratoire de Physique du Muséum jusqu'à sa mort (1955).

(3) Il y fut « crotale », c'est-à-dire sergent, dans une salle dont faisait partie Henri DESLANDRES, son futur confrère à l'Académie des Sciences. DESLANDRES resta très lié avec les BECQUEREL; il est mort à 95 ans en 1948.

***

Edmond BECQUEREL mourut en 1891 d'une pneumonie grippale. Il avait toujours eu une santé assez frêle, et souffrait de névralgies violentes pendant ses cours du Muséum ou du Conservatoire des Arts et Métiers; mais il tenait jusqu'au bout, à force de volonté. Ce fut un grand déchirement pour Jean, qui avait 13 ans. Son père, qui venait de se remarier, s'installa boulevard Saint-Germain; plus tard il devait habiter un hôtel particulier rue Dumont d'Urville.

Nommé Professeur au Muséum en 1892, Henri BECQUEREL devait conquérir très vite la gloire mondiale; il avait déjà failli l'atteindre en 1888, en recherchant un phénomène qui, neuf ans plus tard, illustrerait le nom du Hollandais ZEEMAN : l'action du champ magnétique sur l'émission spectrale; l'insuffisance des spectrographes qu'il possédait au Muséum ne le lui permit pas. Mais en 1896 il découvrait la radioactivité et ouvrait à la science un monde nouveau, le noyau de l'atome. On sait que, dans sa modestie, Henri aimait à rejeter cette gloire sur son grand-père et son père : Antoine-César, lors d'un voyage à Venise en 1835, avait été intéressé par le problème de la phosphorescence de la mer et commença avec son fils l'étude générale de la luminescence; Edmond, en 1872, avait concentré cette recherche sur les composés de l'uranium, cet étrange métal que KLAPROTH avait baptisé en 1789 en l'honneur de la nouvelle planète découverte par HERSCHELL.

Jean BECQUEREL était alors en Mathématiques spéciales. Il fut reçu à Polytechnique en 1897, second du classement et n'ayant manqué la première place qu'à cause de mauvaises notes en éducation physique. Comme son père, il sortit dans le corps des Ponts et Chaussées et fut comme lui mis en service détaché au laboratoire du Muséum, où il fut nommé assistant en 1903, l'année même où le prix Nobel de Physique était partagé entre Henri BECQUEREL et les époux CURIE.

Tout de suite, Jean BECQUEREL commença cette suite ininterrompue de recherches qu'il devait poursuivre jusqu'à sa mort, puisque sa première note aux Compte rendus de l'Académie des Sciences date de 1904 et la dernière de mars 1953.

Comme ses ancêtres, Jean BECQUEREL vint travailler dans cette vieille maison de CUVIER, où le Laboratoire de Physique du Muséum avait été installé en 1838, au fond de cette ruelle des Tondeurs où avait logé FAGON, le médecin de Louis XIV. Les ombres de MÉRIMÉE et de STENDHAL devaient errer encore le long de ces escaliers obscurs qu'ils avaient souvent gravis du temps où CUVIER donnait ses célèbres réceptions. Quand Antoine-César commença d'y travailler, CUVIER était mort depuis six ans, mais sa veuve y resta jusqu'en 1849. Les MILNE-EDWARDS y habitèrent aussi jusqu'en 1876, puis émigrèrent à l'hôtel de Magny. Ce n'est qu'en 1942 que Jean BECQUEREL abandonna à regrets cette vieille demeure pour s'installer dans une construction neuve érigée en bordure de la rue Cuvier.

En août 1908, Henri BECQUEREL mourut subitement d'une crise cardiaque dans sa villa du Croisic où il passait chaque été ses vacances. A ses obsèques, le Président de l'Académie des Sciences traça de lui un portrait ému : « Il réunissait à un haut degré ces qualités que nous aimons à voir réunies dans ces hautes fonctions : la science, l'affabilité, la courtoisie, une distinction native, l'autorité que donne le caractère et les services rendus, enfin, ce qui ne gâte

rien, un grand nom, grand dans les annales Académiques. Il avait reçu de son père, de son grand-père, un héritage qu'il a enrichi de ses propres travaux et de l'éclat d'une découverte immortelle. Il en transmet le dépôt à son fils qui sent peser sur ses épaules les destinées de deux grandes lignées de physiciens ».

Poids bien lourd pour ce jeune homme de trente ans, qui commençait à peine sa carrière scientifique! Jean BECQUEREL m'a souvent raconté combien il lui avait fallu de démarches et d'appuis amicaux (celui de Henri POINCARÉ en particulier) pour que le Laboratoire de Physique du Muséum ne fût pas supprimé. Il y parvint et en 1909 l'Assemblée des Professeurs le désignait pour cette chaire qui avait été créée pour son arrière grand-père et dont son grand-père et son père avaient encore accru la gloire; l'Académie des Sciences confirma ce choix.

***

Toute la vie de Jean BECQUEREL fut consacrée à la Science sous ses formes les plus hautes, l'enseignement et la recherche. Il était admirablement doué pour les deux : d'une part son esprit limpide et sa parole claire en faisaient un enseigneur remarquable; d'autre part il possédait les qualités fondamentales du chercheur, l'imagination, la ténacité, l'adresse expérimentale.

D'une conscience professionnelle absolue, il préparait ses cours avec le plus grand soin, les rédigeait complètement, les tenait à jour; il n'aimait pas improviser et voulait s'appuyer sur un texte écrit. Chaque année, il professait au Muséum une quarantaine de leçons, illustrées de nombreux tableaux et projections; au milieu de chacune, le garçon de laboratoire lui apportait une tasse de café, rite que les auditeurs attendaient comme l'entr'acte d'un spectacle. Le cycle complet de ses Cours se répartissait habituellement sur trois années : dans la première il rappelait les éléments de la physique moderne, électronique, radioactivité, quanta, structure de l'atome; puis il étudiait l'électricité atmosphérique, qui joue un rôle important en sciences naturelles. La seconde année était consacrée à la météorologie; il continuait ainsi la tradition d'Antoine-César et d'Edmond, qui s'étaient beaucoup intéressés au rôle du climat sur la végétation. Enfin la troisième année traitait de la physique cosmique, du rayonnement des astres, des théories cosmogoniques; à ceux qui auraient été enclins à ce propos à lui reprocher de déborder le domaine de la « Physique appliquée aux Sciences Naturelles », il aurait pu répondre avec raison que la vie sur notre globe dépend avant toutes choses du rayonnement solaire, et peut-être du rayonnement cosmique.

Pendant les années qui avaient suivi la première guerre mondiale, Jean BECQUEREL s'était consacré à répandre en France les théories d'EINSTEIN, alors peu connues ou même violemment combattues; avec LANGEVIN, il fut un de ceux qui acclimatèrent chez nous les idées de la relativité, restreinte et généralisée. Les excellents ouvrages qu'il consacra à ces problèmes sont restés classiques; sa controverse avec BERGSON fit quelque bruit dans le grand public, et on en trouve un écho à la fin de « Durée et simultanéité ». Ces questions préoccupèrent toujours Jean BECQUEREL, et ses derniers travaux sont relatifs à certaines conséquences cosmogoniques de la relativité généralisée et de l'expansion de l'univers.

Une partie importante de l'activité pédagogique de Jean BECQUEREL s'est exercée à l'École Polytechnique; sur ce point encore, il suivait l'exemple de son père, qui avait été répétiteur à 23 ans dans cette illustre maison, et y avait succédé à POTIER comme professeur

de physique en 1895. Jean fut répétiteur à Polytechnique depuis 1911 et à ce titre interrogea les élèves sur les cours de PEROT et de LAFAY. En 1919, l'afflux des élèves revenus de la grande guerre lui fit confier un cours que l'on peut encore consulter à la Bibliothèque de Polytechnique, et qui est remarquable à divers points de vue, malgré le temps très court qui lui avait été imposé pour sa rédaction; en particulier c'est la première fois que la relativité et les quanta pénétraient dans l'enseignement supérieur en France.

Ces mêmes qualités de clarté et de précision, mais cette fois avec une rédaction plus élaborée parce que moins hâtive, se retrouvent dans ses divers ouvrages d'enseignement, et en particulier dans son Traité de Physique dont, malheureusement, il ne rédigea que deux volumes; celui qui est consacré à la Thermodynamique est peut-être le plus remarquable : Jean BECQUEREL s'était toujours intéressé à cette science difficile, et aimait à rappeler que son arrière grand-père avait introduit la thermodynamique en électricité par ses recherches sur l'effet thermoélectrique et sur les piles; Antoine-César avait en effet prouvé que l'énergie produite par la pile ne provient pas du simple contact de disques de cuivre et de zinc séparés par du drap humide, mais résulte d'une usure des métaux, et que l'énergie électrique n'est que la transformation d'une énergie chimique.

Depuis 1924 jusqu'à sa retraite en 1948, Jean BECQUEREL fut Examinateur des Élèves pour la physique à Polytechnique : chacun des quelque deux cents élèves de vingt-cinq promotions fut interrogé par lui à deux reprises, pendant près d'une heure chaque fois; le « père BQ », comme disaient familièrement et affectueusement ces jeunes gens, était populaire pour sa conscience, son équité et sa bienveillance; il cotait assez haut, ce qui lui valait la bénédiction des « culots » à qui il épargnait la hantise d'une moyenne insuffisante. Ses collègues, eux aussi, l'estimaient hautement pour son bon sens et son affabilité, et son avis était toujours écouté aux Conseils de l'École.

Pendant l'occupation, Polytechnique fut transférée à Lyon et Jean BECQUEREL fit à diverses reprises le voyage pour assurer son service d'examens; il était malheureux à Lyon parce qu'il avait la phobie des carottes et qu'à cette époque, surtout en zone « libre », ce légume était avec le rutabaga la base de l'alimentation; chaque jour, le malheureux examinateur faisait la tournée des restaurants lyonnais afin d'en découvrir un où son ennemi fût absent du menu.



Je voudrais maintenant donner un aperçu de l'œuvre scientifique de Jean BECQUEREL, œuvre importante et très spécialisée, donc difficile à pénétrer; il disait lui-même qu'à l'exception de quelques collègues éparpillés dans le monde (BETHE en Allemagne, KRAMERS en Hollande, VAN VLECK aux États-Unis), personne n'était en mesure de suivre le détail complet de ses recherches.

Ses travaux débutèrent par un prolongement de ceux qu'avaient ébauchés son grand-père et son père. Edmond s'était vivement intéressé au premier phénomène magnéto-optique connu, découvert par FARADAY en 1845, la rotation du plan de polarisation de la lumière dans un milieu placé dans un champ magnétique. Henri avait d'autre part déterminé les lois de l'absorption de la lumière dans les cristaux. Jean superposa en quelque sorte ces deux problèmes et chercha l'effet d'un champ magnétique sur les propriétés optiques des cristaux.

Il s'aperçut très vite que l'emploi de basses températures était nécessaire dans cette étude : le magnétisme d'une substance quelconque résulte en effet de la superposition de deux phénomènes tout différents; d'une part le diamagnétisme qui est une propriété générale de la matière, causée par les électrons satellites de l'atome, et qui se traduit par une aimantation en sens inverse du champ magnétique appliqué, aimantation faible et qui dépend très peu de la température; d'autre part le paramagnétisme qui n'existe que chez les éléments dont l'atome possède un moment permanent, et qui se traduit par une aimantation dans le sens du champ, aimantation plus forte que la précédente (et qui la masque donc), qui d'autre part croît beaucoup quand la température s'abaisse. Comme il peut y avoir des effets magnéto-optiques liés les uns au diamagnétisme et les autres au paramagnétisme, il faut agir sur la température pour débrouiller ce mélange.

Ainsi Jean BECQUEREL créa un nouveau chapitre de la physique, l'optique des basses températures. Jusqu'en 1924, il fit toutes ses expériences au Muséum avec de l'air liquide comme source de froid. Puis il accepta l'invitation du laboratoire cryogénique de Leyde (Hollande) fondé par KAMERLINGH-ONNES et dirigé ensuite par DE HAAS; il put ainsi utiliser les températures les plus basses qu'on sût produire, grâce à l'hydrogène et l'hélium liquides, qu'on ne pouvait alors se procurer en France. Tous les ans, Jean BECQUEREL séjournait pendant un mois à Leyde, au printemps, et en rapportait une ample moisson expérimentale qu'il passait le restant de l'année à débrouiller au prix de calculs difficiles.

Il établit d'abord que, sous la seule influence des changements de température, les spectres d'absorption se simplifient considérablement, les bandes devenant plus étroites et plus intenses, se résolvant même parfois en raies fines; aux températures de l'hélium liquide, il ne reste qu'un spectre « fondamental » très simplifié. Pendant longtemps ces résultats restèrent mystérieux; la théorie quantique en rend compte maintenant par la répartition statistique des ions cristallins entre leurs divers états d'énergie possibles.

Superposant ensuite le champ magnétique à l'abaissement de température, il constata des dissymétries dans les doublets qui ne pouvaient provenir que de l'orientation des ions du cristal dans le champ : le paramagnétisme est ainsi rendu visible au spectroscope, phénomène nouveau et bien remarquable. L'existence de dissymétries de position des raies prouve en outre la présence d'un paramagnétisme indépendant de la température, forme nouvelle qui se superpose au paramagnétisme classique. Tous ces faits, inexpliquables quand ils furent découverts, trouvent maintenant leur interprétation quantique.

A partir de 1928, la plupart des recherches de Jean BECQUEREL se concentrèrent sur la polarisation rotatoire paramagnétique, c'est-à-dire sur la fraction de l'effet magnéto-optique qui est attribuable aux moments permanents des ions; il étudia surtout les cristaux de terres rares, et spécialement les éthylsulfates parce que dans ceux-ci les ions paramagnétiques sont assez dilués pour que leurs interactions restent faibles; les phénomènes se simplifient donc (tout en restant fort compliqués!). Un résultat remarquable de ces études est la démonstration optique de la saturation paramagnétique, causée par l'alignement de tous les ions dans le champ, quand celui-ci est assez intense et la température assez basse. D'autres conséquences sont relatives au champ électrique cristallin qui règne à l'intérieur du cristal, parce que les ions qui se trouvent aux sommets des « mailles » du réseau de Bravais sont électriquement

chargés : ce champ modifie le spectre, par une sorte d'effet Zeeman électrostatique, et inversement de l'aspect du spectre d'absorption on peut remonter à la structure interne du champ. C'est toute une voie neuve dans l'étude de la matière cristalline qui a été ainsi ouverte. Enfin l'étude de certains cristaux contenant des ions de fer permit de décrire des phénomènes nouveaux d'hystérésis, auxquels BECQUEREL donna le nom de métamagnétisme.

Toutes ces recherches se caractérisent par le même souci de rigueur et de précision dans l'expérimentation. Jean BECQUEREL procédait toujours lui-même aux mesures de rotation optique; il était très adroit de ses mains, ce qui était bien nécessaire pour le réglage de ces minuscules cristaux (certains échantillons avaient un volume moindre que le millimètre cube). Pour les travaux exécutés au Muséum, il pouvait compter sur l'aide précieuse et le dévouement de son collaborateur Louis MATOUT; celui-ci était assistant de DESLANDRES et l'avait accompagné en 1897 quand DESLANDRES était venu au Muséum travailler avec Henri BECQUEREL sur l'effet que ZEEMAN venait de découvrir. A la fin de 1897, DESLANDRES fut nommé directeur de l'Observatoire de Meudon et BECQUEREL garda MATOUT au Muséum; il y fut nommé en 1909 assistant (on dirait aujourd'hui sous-Directeur de Laboratoire), et garda cette fonction jusqu'à sa retraite en 1934; je lui succédai alors. C'était un grand gaillard, excellent homme, pêcheur à la ligne très célèbre, et dévoué corps et âme aux BECQUEREL.

Quand Jean travaillait à Leyde, sa vivacité terrifiait un peu les placides Hollandais qui devaient suivre, pendant les séances de travail, un rythme accéléré, inusuel chez eux. Il était très aimé là-bas, et c'était un de ses plaisirs que de retrouver tous les ans ses amis Hollandais.



A part cette migration saisonnière aux Pays-Bas, Jean BECQUEREL n'aimait pas voyager. Il avait surtout horreur de monter sur un bateau et le mal de mer lui donnait des convulsions; pendant la première guerre mondiale, il avait été mobilisé à Toulon et fait des recherches sur la signalisation optique en marine; il gardait un souvenir affreux des quelques sorties en mer qu'il avait dû entreprendre. Il aimait au contraire beaucoup séjourner au bord de la mer; il allait souvent, en hiver, se reposer quelques semaines à Hyères avant les examens de février de Polytechnique, et l'été il séjournait avec joie dans sa villa de Sainte-Marguerite, près de Pornichet, villa qu'il avait appelée « Ar Bann », les rayons. Ces moments de détente étaient d'ailleurs pour lui une période de travail fructueux, car il emportait ses machines à calculer et dépouillait les résultats de ses expériences, avec plus de tranquillité d'esprit qu'à Paris.

Depuis 1920 il avait quitté le Champ-de-Mars et émigré à Fontainebleau, pour avoir la paix : il redoutait les importuns qui, à Paris, vous font tant perdre d'heures. Évidemment il lui fallait chaque jour passer une heure dans le train le matin, une autre heure le soir, mais il y lisait, y préparait ses cours; cette vie lui convenait certainement mieux que celle de la capitale.

Il avait conservé l'horaire de ses ancêtres, beaucoup plus matinaux que nous : le célèbre Antoine D'ABBADIE, astronome et géographe, venait souvent voir ses amis Antoine-César et Edmond au Museum à six heures du matin, après avoir reçu les candidats à l'Institut qu'il convoquait chez lui à cinq heures. Le soir on se couchait plus tôt que de nos jours. Jean ne sortait jamais le soir, mais pouvait ainsi se lever au petit jour.

Une grande joie de Jean Becquerel fut son élection à l'Académie des Sciences en 1946. Ainsi de père en fils, pendant quatre générations, les Becquerel avaient appartenu à la section de Physique. La seule ombre à cette joie était peut-être que cette magnifique tradition se terminerait avec lui, puisqu'il n'avait pas d'enfant.

En 1948 il prit sa retraite au Muséum et à l'École Polytechnique et j'eus le grand honneur, l'année suivante, de lui succéder dans ces deux fonctions. Sa retraite ne devait que lui permettre de mieux travailler, en lui laissant plus de temps libre; il avait accumulé tant de résultats expérimentaux que des années de calcul ne suffiraient pas à les épuiser. Cette retraite fut malheureusement attristée par la maladie. Il n'avait jamais été très robuste, mais grâce à une vie très régulière et hygiénique avait pu mener à bien son œuvre considérable. Une artérite dans la jambe vint progressivement l'empêcher de marcher, et ce fut pour lui un gros chagrin que de devoir abandonner la chasse au sanglier. Il lui restait son orgue, et ses auteurs préférés, Jean-Sébastien Bach et César Franck. A part cette infirmité pénible, qui lui interdisait toute marche prolongée, Jean Becquerel était resté le même : d'une charmante affabilité, vif, nerveux, le regard perçant comme celui d'Antoine-César, auquel il ressemblait beaucoup sauf pour la stature (l'aïeul était très grand, et Jean de petite taille). A Sainte-Marguerite, où il restait de plus en plus longtemps et où il avait fait transporter son orgue, il aimait recevoir la visite de ses fidèles amis.

Le 4 juillet 1953, au petit jour, il fut brusquement terrassé par une crise cardiaque, comme son père et presque au même lieu. Il mourut en une demi-heure, dans sa villa d'Ar-Bann. Après une cérémonie très simple, dans une petite église de Pornichet, quelques allocutions émues exprimèrent l'hommage rendu par le gouvernement, le Muséum, l'École Polytechnique et la Société scientifique de Loire-Inférieure où il avait beaucoup d'amis. Quelques jours plus tard, son corps fut ramené à Châtillon et inhumé à côté de ceux d'Antoine-César, Edmond et Henri. Cette grande dynastie scientifique des Becquerel, qui selon la belle devise de Polytechnique, avait pendant plus d'un siècle œuvré « pour la Patrie, les Sciences et la Gloire », repose pour l'éternité dans le calme de la campagne française.

LISTE DES PUBLICATIONS SCIENTIFIQUES DE JEAN BECQUEREL

I. *OUVRAGES*

1. Cours de l'École Polytechnique : 1re année (1919-1920), thermodynamique, acoustique, optique; 2e année (1920-1921), électricité. (*Lithographie de l'Ecole Polytechnique.*)
2. Le principe de relativité et la théorie de la gravitation. (1 vol., 335 p. *Gauthier-Villars éditeur*, 1922.)
3. Exposé élémentaire de la théorie d'EINSTEIN. (1 vol. 205 p., *Collection Payot*, nº 21, 1922.)
4. Champ de gravitation d'une sphère matérielle et signification physique de la formule de SCHWARSZ-CHILD. (1 brochure, 32 p., *Hermann éditeur*, 1923.)
5. La radioactivité et les transformations des éléments. (1 vol. *Collection Payot*, nº 42, 1924; 208 p.)
6. Traité de Physique : tome I, Thermodynamique (1924); tome II, Élasticité et acoustique (1926). (2 vol., *Hermann éditeur*.)
7. L'art musical dans ses rapports avec la physique (1 brochure de 41 pages, extraite du tome II du Cours de Physique, *Hermann*, 1926.)

II. *NOTES AUX COMPTE RENDUS DE L'ACADÉMIE DES SCIENCES*

8-17. Recherches sur les rayons de BLONDLOT (Rayons N). T. *138*, 1904, p. 1159, 1204, 1280 (avec A. BROCA), 1332, 1415, 1486, 1586; t. *139*, p. 40, 264, 267.

18-19. Sur les variations des bandes d'absorption d'un cristal dans un champ magnétique. T. *142*, 1906, p. 775 et 874.

20. Sur la corrélation entre les variations des bandes d'absorption dans un champ magnétique et la polarisation rotatoire magnétique. T. *142*, 1906, p. 1144.

21. Sur une théorie des phénomènes magnéto-optiques. T. *143*, 1906, p. 769.

22. Sur une explication théorique des phénomènes magnéto-optiques observés dans un cristal. T. *143*, 1906, p. 890.

23. Sur les phénomènes de polarisation rotatoire magnétique dans les cristaux. T. *143*, 1906, p. 962.

24. Sur les modifications dissymétriques de quelques bandes d'absorption d'un cristal sous l'action d'un champ magnétique. T. *143*, 1906, p. 1133.

25. Sur les modifications subies dans un champ magnétique par les bandes d'absorption des cristaux de tysonite. T. *144*, 1907, p. 132.

26. Influence de la température sur l'absorption dans les cristaux. T. *144*, 1907, p. 420.

27. Pouvoir rotatoire magnétique des cristaux à la température de l'air liquide. T. *144*, 1907, p. 682.

28-30. Sur les changements des bandes d'absorption dans les cristaux. T. *144*, 1907, p. 1032 et 1336; t. *145*, 1907, p. 413.

31. Sur la mesure de la dispersion anormale dans les cristaux à diverses températures. T. *145*, 1907, p. 795.

32. Sur la dispersion rotatoire magnétique dans les cristaux. T. *145*, 1907, p. 916.

33. Sur l'emploi de très basses températures pour l'analyse spectrale des solutions. T. *145*, 1907, p. 1150.

34. Sur les variations des bandes d'absorption des sels de didyme et d'erbium dans un champ magnétique. T. *145*, 1907, p. 1412.

35. Sur les spectres d'absorption des cristaux de terres rares et leurs modifications dans un champ magnétique aux températures de liquéfaction et de solidification de l'hydrogène (avec H. KAMERLINGH-ONNES). T. *146*, 1908, p. 625.

36-39. Sur l'hypothèse des électrons positifs. T. *146*, 1908, p. 683 et 1308; t. *147*, 1908, p. 121; t. *148*, 1909, p. 546.

40-41. Sur la magnéto-optique des cristaux aux basses températures. T. *147*, 1908, p. 1281; t. 148, 1909, p. 158.

42. Sur le phénomène de ZEEMAN dans les spectres cannelés. T. *148*, 1909, p. 913.

43-44. Sur les dissymétries de position et d'intensité dans les composantes magnétiques des bandes d'absorption. T. *149*, 1909, p. 200 et 392.

45. Influence d'un champ magnétique sur l'amortissement des vibrations lumineuses. T. *149*, 1909, p. 1364.
46. Phosphorescence des sels d'uranyle aux très basses températures (avec Henri BECQUEREL et H. KAMERLINGH-ONNES). T. *150*, 1910, p. 647.
47-48. Sur la phosphorescence polarisée et les bandes de phosphorescence. T. *151*, 1910, p. 859 et 981.
49-51. Sur la phosphorescence du rubis, de l'émeraude et des sels d'uranyle. T. *151*, 1910, p. 1344; t. *152*, 1911, p. 183 et 936.
52. Sur la propagation de la lumière dans les corps fluorescents. T. *153*, 1911, p. 936.
53. Inversion du phénomène de HALL dans le bismuth. T. *154*, 1912, p. 1795.
54. Sur le phénomène de HALL dans l'antimoine (avec L. MATOUT et Mlle W. WRIGHT). T. *156*, 1913, p. 463.
55. Sur les spectres d'absorption de quelques cristaux de terres rares et leurs modifications dans le champ magnétique à la température de l'hélium liquide (avec H. KAMERLINGH-ONNES et W. J. DE HAAS). T. *181*, 1925, p. 758.
56. Sur le pouvoir rotatoire magnétique de quelques minéraux paramagnétiques aux très basses températures (avec H. KAMERLINGH-ONNES et W. J. DE HAAS). T. *181*, 1925, p. 838.
57. Décomposition de l'effet FARADAY en deux phénomènes d'origines différentes. Polarisation rotatoire diamagnétique et polarisation rotatoire paramagnétique (avec W. J. DE HAAS). T. *186*, 1928, p. 1720.
58. Existence, pour un cristal uniaxe, de deux pouvoirs rotatoires différents suivant l'axe et suivant une normale à l'axe. T. *187*, 1928, p. 215.
59. Sur la dispersion rotatoire paramagnétique (avec W. J. DE HAAS). T. *188*, 1929, p. 975.
60. Introduction à une théorie des phénomènes magnéto-optiques dans les cristaux. T. *189*, 1929, p. 127.
61-62. Sur la rotation paramagnétique dans le xénotime (avec W. J. de HAAS et H. A. KRAMERS). T. *191*, 1930, p. 782 et 839.
63-65. Sur le champ électrique interne des cristaux uniaxes (avec L. MATOUT). T. *192*, 1931, p. 937 et 1091; t. *193*, p. 158).
66. Sur le pouvoir rotatoire paramagnétique et la loi d'aimantation de la tysonite, dans la direction de l'axe optique (avec W. J. DE HASS et J. VAN DEN HANDEL). T. *198*, 1934, p. 1400.
67. Pouvoir rotatoire paramagnétique de l'éthylsulfate de dysprosium aux très basses températures. Saturation paramagnétique (avec W. J. DE HAAS et J. VAN DEN HANDEL). T. *198*, 1934, p. 1849.
68. Sur le pouvoir rotatoire paramagnétique de la sidérose (avec W. J. DE HAAS et J. VAN DEN HANDEL). T. *198*, 1934, p. 1987.
69. Sur la détermination des susceptibilités paramagnétiques des cristaux de terres rares, par la mesure des pouvoirs rotatoires paramagnétiques. T. *201*, 1935, p. 1112.
70. Remarques sur le ralentissement du cours du temps par l'effet d'un champ de gravitation. T. *232*, 1951, p. 1617.
71. Sur la mesure de l'espace-temps et la notion physique du temps dans un champ de gravitation statique. T. *233*, 1951, p. 590.
72. Sur le déplacement des raies spectrales des galaxies et la loi de HUBBLE-HUMASON. Confrontation avec la théorie de LEMAITRE (avec P. COUDERC). T. *236*, 1953, p. 983.
73. Sur quelques conséquences de l'expansion de l'Univers, au sujet de l'exploration de l'espace (avec P. COUDERC). T. *236*, 1953, p. 1313.

III. *ARTICLES ET MÉMOIRES*

74. Recherches sur les phénomènes magnéto-optiques dans les cristaux. *Le Radium*, t. *4*, 1907, p. 49 et *Physikalische Zeitschrift*, t. *8*, 1907, p. 632. Résumé dans le *Bulletin du Muséum d'histoire naturelle*, 1907, p. 362 et 469.
75. Théorie des phénomènes magnéto-optiques dans les cristaux. *Le Radium*, t. *4*, 1907, p. 107 et *Physikalische Zeitschrift*, t. *8*, 1907, p. 643.
76. Influence des variations de température sur l'absorption dans les corps solides. *Le Radium*, t. *4*, 1907, p. 328 et *Physikalische Zeitschrift*, t. *8*, 1907, p. 929.
77. Influence des variations de température sur la dispersion anormale dans les cristaux. *Le Radium*, t. *4*, 1907, p. 383 et *Physikalische Zeitschrift*, t. *9*, 1908, p. 94.

78. Recherches sur les phénomènes magnéto-optiques dans les cristaux et les solutions solidifiées à la température de l'air liquide. *Le Radium*, t. *5*, 1908, p. 5.
79. The absorption spectra of the compounds of the rare earths at the temperature obtainable with liquid hydrogen, and their change by the magnetic field (avec H. Kamerlingh-Onnes). *Kon. Akad. van Wetenschappen te Amsterdam*, 1908, p. 678. *Comm. physic. Labor. Leiden*, n° 103.
80. On the dispersion of magnetic rotatory power in the neighbourhood of bands of absorption in the case of rare earths. *Philosophical Magazine*, 1908, p. 153.
81. Sur les électrons positifs. *Le Radium*, t. *5*, 1908, p. 193; résumé dans le *Bull. Mus. Hist. Natur.*, 1908, n° 6.
82. Absorption de la lumière et phénomènes magnéto-optiques dans les sels de terres rares aux températures de liquéfaction et de solidification de l'hydrogène (avec H. Kamerlingh-Onnes). *Le Radium*, t, *5*, 1908, p. 227.
83. Absorption et émission de la lumière aux très basses températures. *Mémoire présenté au* Ier *Congrès International du froid*, Paris, 1908, t. *2*, p. 1.
84. Phénomènes magnéto-optiques dans les cristaux et les sels de terres rares aux très basses températures. *Ibid.*, t. *2*, p. 25.
85. Sur la question des électrons positifs. *Le Radium*, t. *5*, 1908, p. 356.
86. Sur la déviation de certains rayons positifs. *Le Radium*, t. *6*, 1909, p. 45.
87. On phosphorescence at very low temperatures (avec Henri Becquerel et H. Kamerlingh-Onnes). *Kon. Akad. v. Wetenschappen te Amsterdam*, 1909, p. 1045 et *Comm. Phys. Labor. Leiden*, n° 110.
88. Contribution à la connaissance du phénomène de Zeeman dans les cristaux. *Kon. Akad. v. Wetenschappen te Amsterdam*, 1909, p. 146.
89. Dissymétries de positions et d'intensités présentées par les composantes magnétiques, polarisées circulairement, des bandes d'absorption d'un cristal uniaxe. *Le Radium*, t. *6*, 1909, p. 327.
90. Phosphorescence des sels d'uranyle aux très basses températures (avec Henri Becquerel et H. Kamerlingh-Onnes). *Annales de Chimie et de Physique*, 8e série, t. *20*, 1910, p. 145.
91. Résumé des Communications présentées au Congrès International de Radiologie et d'Electricité de Bruxelles (septembre 1910). *Le Radium*, t. *7*, 1910, p. 234.
92. Absorption sélective et dispersion anormale de la lumière aux très basses températures. 1 broch. 36 p., extrait des *Compte Rendus* du *Congrès des Sociétés Savantes* en 1912, *Sciences*, p. 80, 1913.
93. Die Strahlung der radioacktiven Substanzen (avec L. Matout). *Handb. der Radium-Biologie und -Therapie*, Wiesbaden 1913, 28 p.
94. Inversion du phénomène de Hall dans le bismuth. Superposition de deux effets galvanométriques de sens opposés. *Mémoire présenté au Congrès International du Froid*, Chicago, septembre 1913.
95. Absorption de la lumière et phénomènes magnéto-optiques dans les composés de terres rares aux très basses températures. Article dans le *Livre jubilaire de Kamerlingh-Onnes*, *Eduard Ijo* éd., Leyde, 1922, p. 288.
96. Conférences sur la relativité et la gravitation universelle. Lithographie du *Cercle Naval de Toulon*, juillet 1922, 49 p.
97. Preliminary Communication on some optical experiments (avec H. Kamerlingh-Onnes). *Proc. 4th Int. Cong. Refrigeration*, London, june 1924, 1 p.
98. The absorption bands of the compounds of the rare earths, their modification by a magnetic field, and the magnetic rotation of the plane of polarisation at very low temperatures (avec H. Kamerlingh-Onnes et W. J. de Haas). *Proc. Akad. Amsterdam*, 1925, p. 1179; *Comm. Leiden*, n° 177.
99. Décomposition de l'effet Faraday en deux phénomènes d'origine différentes. Polarisation rotatoire diamagnétique et polarisation rotatoire paramagnétique. Loi d'aimantation d'un cristal (avec W. J. de Haas). *Journal de Physique et le Radium*, VI, t. *9*, 1928, p. 346; *Proc. Akad. Amsterdam*, 1928, p. 646; *Comm. Leiden*, n° 191; *Zeitsch. f. Physik*, t. *52*, 1928, p. 342.
100. Existence pour un cristal uniaxe de deux pouvoirs rotatoires magnétiques différents suivant l'axe et suivant une normale à l'axe. *Journal de Physique*, VI, t. *9*, 1928, p. 337; *Proc. Akad. Amsterdam* 1928, p. 661; *Comm. Leiden*, n° 191; *Zeitsch. f. Physik*, t. *52*, 1928, p. 342.
101. Sur la loi de l'aimantation paramagnétique d'un cristal et sur la loi de dispersion rotatoire paramagnétique (avec W. J. de Haas). *Journal de Physique*, VI, t. *10*, 1929, p. 283; *Proc. Akad. Amsterdam* 1929, p. 578; *Comm. Leiden*, n° 199 *a*.
102. Notes on the law of the paramagnetic rotation of tysonite and tables of the paramagnetic rotatory power of some crystals (avec W. J. de Haas). *Proc. Akad. Amsterdam*, 1929, p. 733; *Comm. Leiden*, n° 199 *b*.

103. Introduction à une théorie des phénomènes magnéto-optiques dans les cristaux. *Journ. de Physique*, VI, t. *10*, 1929, p. 313; *Proc. Akad. Amsterdam*, 1929, p. 749; *Comm. Leiden*, suppl. nº 68 *a; Zeitsch. f. Phys.*, t. *58*, 1929, p. 205.
104. The paramagnetic rotatory power of the crystals of xenotime at very low temperatures and the paramagnetic saturation (avec W. J. DE HAAS). *Proc. Akad. Amsterdam*, 30 nov. 1929; *Comm. Leiden*, nº 204 *a*.
105. La rotation paramagnétique du plan de polarisation dans les cristaux de tysonite et de xénotime (avec H. A. KRAMERS). *Proc. Akad. Amsterdam*, 1929, p. 1190; *Comm. Leiden*, suppl. nº 68 *c*.
106. Experimental verification of the theory of the paramagnetic rotatory polarisation in the crystals of xenotime (avec W. J. DE HAAS et H. A. KRAMERS). *Proc. Akad. Amsterdam*, 30 nov. 1929; *Comm. Leiden*, nº 204 *b*.
107. Pouvoir rotatoire magnétique d'un cristal uniaxe suivant des directions obliques sur l'axe; détermination de la rotation de la tysonite suivant une direction voisine d'un axe binaire, à la température de l'azote liquide. *Proc. Akad. Amsterdam*, 1930, p. 913; *Comm. Leiden*, nº 211 *b*.
108. Détermination du pouvoir rotatoire paramagnétique d'un cristal de tysonite suivant une direction normale à l'axe optique, aux températures réalisables avec l'hydrogène liquide (avec W. J. DE HAAS). *Proc. Akad. Amsterdam*, 1930, p. 926; *Comm. Leiden*, nº 211 *b*.
109. Anisotropie magnéto-optique dans un plan normal à l'axe optique d'un cristal hexagonal (avec W. J. DE HAAS). *Proc. Akad. Amsterdam*, 1930, p. 937; *Comm. Leiden*, nº 211 *c*.
110. Sur le pouvoir rotatoire paramagnétique, aux très basses températures, du nitrate double de cérium et de magnésium et de deux minéraux contenant du manganèse (spessartite et dialogite) (avec W. J. DE HAAS et J. VAN DEN HANDEL). *Proc. Akad. Amsterdam*, 1931, p. 1231 et *Comm. Leiden*, nº 218 *a*.
111. Rapport sur la polarisation rotatoire paramagnétique (avec W. J. DE HAAS). *Rapport au 6ᵉ Congrès International du froid*, Buenos Aires, 1932; *Comm. Leiden*, suppl. nº 74.
112. Sur le pouvoir rotatoire paramagnétique et la loi d'aimantation de la tysonite dans la direction de l'axe optique (avec W. J. DE HAAS et J. VAN DEN HANDEL). *Physica*, t. *1*, 1934, p. 383.
113. La décomposition des bandes d'absorption et de luminescence de certains cristaux, sous l'action du champ magnétique. Livre jubilaire du Professeur ZEEMAN, 1935, p. 364. La Haye, *Martinus Nijhoff*.
114. Sur une méthode optique de mesure des susceptibilités paramagnétiques. Application aux éthylsulfates de terres rares, dans la direction de l'axe optique. *Physica*, t. *3*, 1936, p. 705; *Comm. Leiden*, nº 243 *d*.
115. Pouvoir rotatoire paramagnétique de l'éthylsulfate de dysprosium hydraté et saturation paramagnétique (avec W. J. DE HAAS et J. VAN DEN HANDEL). *Physica*, t. *3*, 1936, p. 1133; *Comm. Leiden*, nº 244 *a*.
116. Sur la polarisation rotatoire paramagnétique (avec W. J. DE HAAS). *Actes 7ᵉ Congrès international du froid*, 1937, t. *2*, p. 183; *Comm. Leiden*, suppl. nº 81 *a*.
117. Pouvoir rotatoire paramagnétique de l'éthylsulfate d'erbium hydraté et saturation paramagnétique (avec W. J. DE HAAS et J. VAN DEN HANDEL). *Physica*, t. *4*, 1937, p. 345; *Comm. Leiden*, nº 244 *b*.
118. Pouvoir rotatoire magnétique de l'éthylsulfate de praséodyme hydraté, dans la direction de l'axe optique (avec W. J. DE HAAS et J. VAN DEN HANDEL). *Physica*, t. *4*, 1937, p. 543; *Comm. Leiden*, nº 244 *c*.
119. Pouvoir rotatoire paramagnétique de l'éthylsulfate de néodyme hydraté, dans la direction de l'axe optique (avec W. J. DE HAAS et J. VAN DEN HANDEL). *Physica*, t. *5*, 1938, p. 753; *Comm. Leiden*, nº 244 *d*.
120. Pouvoir rotatoire paramagnétique et aimantation de l'ion cérium dans l'éthylsulfate hydraté (avec W. J. DE HAAS et J. VAN DEN HANDEL). *Physica*, t. *5*, 1938, p. 857 et *Comm. Leiden*, nº 244 *c*.
121. Le métamagnétisme (avec J. VAN DBN HANDEL). *Journal de Physique*, janvier 1939, et *Comm. Leiden*, nº 255 *b*.
122. Un nouveau phénomène magnétique : le métamagnétisme. *Bull. Museum Nat. Hist. Nat.*, 2ᵉ Série, t. *11*, 1939, nº 1, p. 171.
123. Pouvoir rotatoire magnétique du fluosilicate de nickel hexahydraté, dans la direction de l'axe optique. Variation thermique jusqu'aux températures de l'hélium liquide (avec J. VAN DEN HANDEL). *Physica*, t. *6*, 1939, p. 1034 et *Comm. Leiden*, nº 258 *b*.
124. Pouvoir rotatoire paramagnétique et aimantation du fluosilicate de nickel hexahydraté, dans la direction de l'axe optique. Le champ cristallin (avec W. OPECHOWSKI). *Physica*, t. *6*, 1939, p. 1039.

125. Pouvoir rotatoire magnétique d'un grenat almandin-pyrope de Madagascar (avec J. van den Handel). *Physica*, t. 7, 1940, p. 705 et *Comm. Leiden*, n° 259 *c*.
126. Loi d'aimantation dans un état S. Pouvoir rotatoire paramagnétique de l'éthylsulfate de gadolinium hydraté, dans la direction de l'axe optique (avec J. van den Handel). *Physica*, t. 7, 1940, p. 711 et *Comm. Leiden*, n° 259 *d*.
127. Sur le pouvoir rotatoire paramagnétique d'un grenat almandin pyrope. Séparation des effets dus aux ions ferriques et ferreux. Décomposition, par le champ cristallin, de l'état S de l'ion ferrique. *Physica*, t. 7, 1940, p. 945.
128. Magnéto-optique et paramagnétisme des cristaux. Dans : le Magnétisme, réunion de Strasbourg en mai 1939. *Collection scientifique de l'Institut International de coopération intellectuelle*, 1940, t. *1*, p. 41.
129. Le métamagnétisme. *Ibid.*, p. 97.
130. Propriétés magnétiques générales de divers composés des éléments du groupe fer. *Mémorial des Sciences Physiques, Gauthier-Villars*, n° 49, 1947, 80 p.
131. Pseudo-ferromagnetic Phenomena in Paramagnetic Crystals at low Temperatures (avec Y. Le Grand). *Rep. Int. Congr. on low Temperatures*, Cambridge 1947, p. 134.
132. Sur l'aimantation et le pouvoir rotatoire paramagnétique du sulfate de nickel hexahydraté (avec J. van den Handel et H. A. Kramers). *Physica*, t. *17*, 1951, p. 717.
133. Pouvoir rotatoire paramagnétique du fluosilicate hexahydraté de nickel et décomposition de l'état fondamental de l'ion Ni. *Physica*, t. *18*, 1952, p. 183.

IV. *DIVERS*

134. Notice sur les travaux scientifiques de M. Jean Becquerel. 1 vol., 96 p., *Gauthier-Villars*, 1908.
135. Les principaux travaux des Professeurs de la Chaire de Physique du Museum National d'Histoire Naturelle. Leçon d'ouverture du Cours de Physique appliquée à l'Histoire Naturelle au Museum (12 novembre 1909). 1 broch. 41 p., des *Éditions de la Revue Scientifique*, Paris 1909.
136. Les idées modernes sur la Constitution de la Matière. *Revue Scientifique* (*Revue rose*), t. *48*, 1910, p. 417; *Smithsonian Report for 1910*, p. 275 (Washington, 1911).
137. Supplément à la Notice sur les Travaux Scientifiques de M. Jean Becquerel. 1 vol. 24 p., *Gauthier-Villars*, 1911.
138. L'Evolution de la matière et des Mondes. 1 broch. 42 p., *Éditions de la Revue Scientifique*, Paris 1911.
139. La Radioactivité du sol et de l'atmosphère. 1 broch. 31 p., *Éditions de la Gazette des Eaux*, Paris 1913.
140. Débats sur la Relativité. *Bull. Scientif. Étud. de Paris*, n° 10, 1923, p. 18.
141. La Radioactivité. *Revue Générale des Sciences*, t. *35*, 1924, p. 565 et 597.
142. Notice sur les Travaux scientifiques de M. Jean Becquerel. 2 vol., 106 et 108 p., *Hermann*, 1934.
143. Les principaux travaux des Professeurs de la Chaire de Physique. *Archives du Museum*, volume du Tricentenaire, 6e série, t. *12*, 1935, p. 83.
144. Célébration du Centenaire de la Chaire de Physique appliquée aux Sciences Naturelles. *Bull. Museum*, 2e série, t. *11*, 1939, p. 224; *Rev. Gén. des Sciences*, 15 mars 1939, p. 13.
145. Supplément à la Notice sur les Travaux scientifiques de M. Jean Becquerel. 1 vol. 36 p., *Hermann*, 1943.
146. La Radioactivité. 3 conférences polytechniciennes, 19, 24 et 32 p. *Lithographie de l'École Polytechnique*, 1944.
147. La Découverte de la Radioactivité. *Recueil* 50e *anniversaire Radioactivité*, p. 3. Paris, *Museum et École Polytechnique*, 1946.
148. Les principales Conséquences de la Découverte de la Radioactivité et l'Energie Nucléaire. Les principales conséquences de la théorie de la Relativité et leurs vérifications expérimentales. L'expansion de l'Univers et les Théories cosmologiques (3 Conférences faites à Nantes les 14 octobre 1950, 16 juin 1951 et 27 juin 1952 sous les auspices de la Société Scientifique et Technique de la Loire-Inférieure et réunies en 1 volume par ses soins (sous presse).
149. Préface au tome III de l'Optique Physiologique de Y. Le Grand; *Éditions de la Revue d'Optique*, Paris (sous presse).

UN JUNIPEROXYLON PARTICULIER DANS L'ÉOCÈNE INFÉRIEUR DU BASSIN DE PARIS

par Louis GRAMBAST

UN JUNIPEROXYLON PARTICULIER DANS L'ÉOCÈNE INFÉRIEUR DU BASSIN DE PARIS

par Louis GRAMBAST

Le gisement des lignites de Dixmont dans l'Yonne renferme des bois fossiles dont l'état de conservation est excellent; ceux-ci, le plus souvent, ne sont aucunement minéralisés et prennent les colorants de la cellulose et de la lignine. Pourtant ces bois sont anciens; ils sont intercalés entre des couches d'argile plastique et de sable dont l'âge Sparnacien (Landénien supérieur) ne fait aucun doute; ce niveau renferme fréquemment dans la même région des formations analogues mais de moindre importance.

Signalés depuis plus de cent ans, mentionnés à plusieurs reprises (1), ces bois n'ont pourtant jamais été étudiés de façon précise.

Le gisement n'étant plus aujourd'hui exploité, les récoltes y sont difficiles. Nous avons pu cependant le visiter grâce à l'amabilité de son propriétaire M. J. Blanchet qui, de plus, a bien voulu nous remettre d'intéressants échantillons de bois extraits autrefois. Un rapide examen nous a permis d'y reconnaître plusieurs espèces de Conifères.

La description que nous donnons ici est basée sur un très beau spécimen appartenant à la collection du laboratoire de Géologie du Muséum National d'Histoire Naturelle. Il s'agit d'un volumineux fragment, de tronc apparemment, haut de 40 centimètres, de 9 à 10 centimètres de rayon et dont les zones externes manquent sur une fraction du pourtour.

Nous tenons à adresser nos très sincères remerciements à M. R. Abrard, Professeur de Géologie au Muséum, et à M. R. Furon, Sous-Directeur, qui ont très obligeamment mis ce précieux matériel à notre disposition.

(1) Voir Forestier, 1850; Leymerie et Raulin, 1858; Marlot, 1901; Thomas, 1904 et 1906; Hure, 1919.

CONIFEREAE
CUPRESSACEAE JUNIPEROIDEAE

Juniperoxylon Lignieri n. sp.

A. — DESCRIPTION ANATOMIQUE

Pour l'étude détaillée nous avons prélevé des fragments dans les deux premiers centimètres au-dessous de l'écorce dont quelques traces sont conservées.

I. — SECTION TRANSVERSALE.

Le bois est homoxylé.

Les couches d'accroissement sont très nettes et très variables. On observe en certaines régions proches de la surface des zones de bois final composées de 1 ou 2 assises de cellules très étroites, régulièrement séparées par 4 à 6 assises de cellules de bois initial, la transition étant tout à fait brusque (fig. 1, 3); ces couches régulières sont peu épaisses, ayant par exemple 150-200 μ, avec 20-25 μ pour le bois final. Plus souvent la largeur est de 250-350 μ. En progressant vers le centre on peut voir les couches augmenter jusqu'à 600 μ et même, rarement, 900 μ de largeur. La transition entre bois initial et bois final est alors progressive. Le bois final semble parfois se grouper en plusieurs petites zones peu nettes (fig. 2).

Bois initial.

Les trachéides souvent isodiamétriques, de forme carrée ou hexagonale, sont parfois rectangulaires. Elles sont arrondies aux angles; les méats assez importants ne sont pas très apparents car ils sont oblitérés par un contenu opaque. Les cellules au contact de la ligne limitante se rapprochent du type arrondi de Peirce (1938).

La largeur radiale des lumens mesure 45 μ pour les grandes cellules, rarement 50 μ; elle est souvent d'environ 30-35 μ.

La largeur tangentielle varie dans de très larges limites; elle est le plus souvent comprise entre 25 et 40 μ; les extrêmes observés ont été 6 et 55 μ.

L'épaisseur des doubles parois radiales et tangentielles varie de 4 à 8 μ; pour les tangentielles, très rarement ponctuées dans le bois initial, elle mesure souvent 4-5 μ; pour les radiales généralement pourvues de ponctuations, souvent 6-8 μ.

Bois final.

Le lumen peut se réduire à une fente; l'épaisseur des doubles parois augmente jusqu'à 15 μ pour les radiales et quelquefois jusqu'à 22 μ pour les tangentielles.

Rayons ligneux.

Les parois transversales des cellules couchées ne montrent pas de ponctuations abiétinéennes. On voit seulement quelquefois des amincissements elliptiques réguliers, ayant par exemple 4 × 7 μ,-5 × 9 μ, et dont le grand axe est légèrement oblique par rapport au rayon. Ces ponctuations simples sont occasionnellement plus grandes et de forme irrégulière. On n'en observe jamais qu'une dans la largeur de la paroi du rayon dont elle occupe une partie importante.

Sur les parois transversales on peut voir, mais rarement, des ponctuations aréolées des trachéides marginales des rayons. Pour une de ces ponctuations on a mesuré 7,5 × 4,5 μ, le grand axe étant dans le sens du rayon et pour le pore 6 × 3 μ.

Parenchyme ligneux.

Il est plus fréquent au voisinage du bois final mais s'observe souvent, épars, dans le bois initial. Les parois transversales apparaissent très nettement ponctuées.

Canaux sécréteurs.

Il n'y a aucun canal sécréteur normal ou traumatique.

II. Section radiale

1) *Paroi radiale des trachéides.*

Dans le bois initial les ponctuations aréolées sont bisériées en général. Souvent elles sont opposées écrasées (fig. 12, 14). Dans les trachéides larges, les deux files sont séparées par un espace libre, les ponctuations restant écrasées dans le sens de la hauteur (fig. 14, 20). Plus rarement celles-ci ne sont plus opposées, mais disposées en alternance (fig. A et 5). En quelques points existent des amas ou groupes étoilés (clusters) de 2-3 (fig. 6), quelquefois 4-5 ponctuations écrasées.

Toutes ces ponctuations écrasées, au contour plus ou moins polygonal, tendent d'une façon très nette vers une disposition du type araucarien. Il ne semble pas qu'une telle disposition ait été signalée dans un bois européen d'âge éocène. Il est intéressant de l'observer ici. Toutefois, en dehors de ces ponctuations à tendance araucarienne, d'autres, assez fréquentes, sont bisériées opposées espacées, disposées donc suivant le type abiétinéen habituel. Exceptionnellement un niveau trisériés et visible.

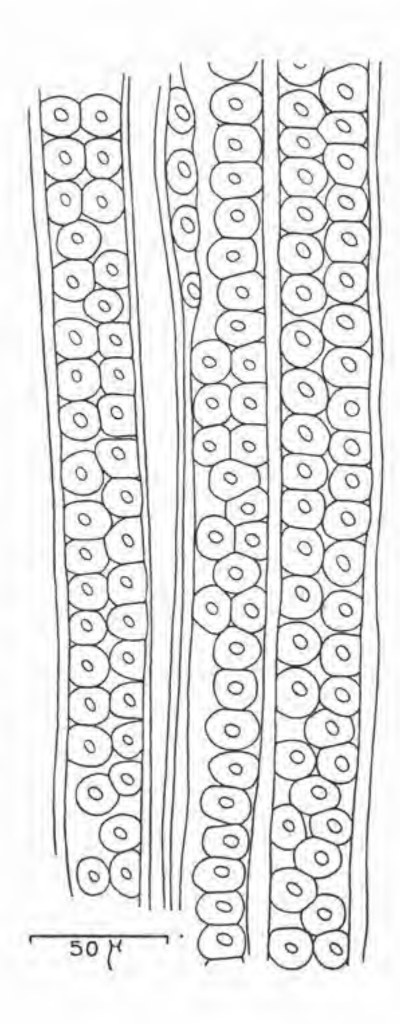


Figure A. — Trachéides montrant des ponctuations radiales groupées suivant un type proche de la disposition araucarienne.

Les ponctuations unisériées ne manquent pas dans le bois initial; elles peuvent être espacées ou écrasées dans le sens de la hauteur (fig. 12, 14).

Les crassules (fig. 21) peu visibles sans coloration sont en général présentes sauf lorsque les ponctuations sont alternées. Elles limitent fréquemment des groupes étoilés, vers le haut et vers le bas; elles sont rectilignes, quelquefois incurvées; leur largeur varie de 1,5 à 3 μ environ.

Le diamètre des grandes ponctuations unisériées atteint 18-20 μ; leur lumen circulaire, quelquefois elliptique, mesure de 3 à 6 μ. Les ponctuations bisériées ne dépassent généralement pas 15 μ; lorsqu'elles sont écrasées, elles peuvent se réduire jusqu'à 10 μ environ. Leur lumen est souvent légèrement elliptique et mesure de 2,5 à 5 μ.

Dans le bois final, la largeur des trachéides est extrêmement réduite; les ponctuations radiales comprimées ne laissent plus voir qu'une fente oblique étirée.

2) *Rayons ligneux.*

Les cellules couchées ont souvent environ 100 μ de longueur; la hauteur du lumen, sans la paroi, est de 10-15 (18) μ pour les cellules moyennes et 15-18 (25) μ pour les cellules extrêmes; elle est plus grande dans les rayons constitués d'un seul étage.

Les parois horizontales épaisses de 1,5 à 2 μ (paroi simple) et parfois davantage, sont pourvues de dépressions pas très abondantes. Les indentures sont très visibles (fig. 11). Les parois tangentielles sont ornementées de nodules au nombre de 2 à 5 en général, parfois davantage; entre les nodules l'épaisseur de la double paroi ne dépasse pas 2 μ; au niveau d'un nodule (double) elle atteint quelquefois 6 μ.

En dehors des cellules couchées de forme régulière, les plus fréquentes, les rayons sont souvent pourvus de cellules marginales parenchymateuses dont la paroi extérieure au rayon est sinueuse (fig. 8, 9, 10, 17). Certains rayons à un étage sont constitués de ces cellules et sont alors extrêmement irréguliers (fig. 21). Dans ce cas la plus grande hauteur du lumen peut atteindre 32 μ.

De plus, les trachéides transversales ne sont pas très rares dans les marges des rayons (fig. 9, 10). Elles sont généralement de forme irrégulière comme les cellules marginales parenchymateuses. Les ponctuations semi-aréolées de leurs parois horizontales, au contact des cellules couchées, sont bien visibles. Les ponctuations aréolées de leurs faces radiales sont circulaires et mesurent de 5 à 10 μ; leur lumen est circulaire et très petit.

Les cellules normales des rayons sont très fortement résineuses. Les trachéides transversales sont dépourvues de résine, de même, semble-t-il, que les cellules marginales des rayons à parois minces qui montrent cependant parfois un contenu noirâtre peu dense, différent du contenu des cellules résineuses.

3) *Champs de croisement.*

Dans le bois initial, au niveau des cellules moyennes du rayon, les champs de croisement portent 1 à 3, exceptionnellement 4, ponctuations sur un rang, quelquefois sur deux. Au niveau des cellules extrêmes ils en contiennent de 2 à 6 sur 1, 2 et en certains cas 3 rangs. Dans les rayons formés d'un seul étage, on peut compter jusqu'à 8 ponctuations sur 3 rangs.

Typiquement les ponctuations sont taxodioïdes (fig. 15, 16). Mais fréquemment l'aréole

disparaît; on observe donc de larges oopores elliptiques ou circulaires (fig. 8), mesurant de façon exceptionnelle 10 × 13 μ, plus souvent environ 9 × 9 μ, parfois 7 × 9 μ, 7 × 7 μ ou moins. Les ponctuations du type taxodioïde, les plus fréquentes, ont le plus souvent un pore très ouvert, oblique ou horizontal; le pore peut être plus étroit. Ces ponctuations sont un peu plus petites que les grands oopores, elles ne dépassent généralement pas 10 × 9 μ. Ainsi on a pu mesurer par exemple, pour la ponctuation : 10 × 9 μ, pour le pore : 8,5 × 5 μ

9 × 6,5 μ	9 × 4 μ
8 × 7 μ	8 × 5,5 μ.

Il est également possible d'observer (fig. 9, 17) dans les champs de croisement du bois initial des ponctuations à pore étroit plus ou moins oblique; elles sont du type cupressoïde Vers le bois final, les ponctuations deviennent podocarpoïdes.

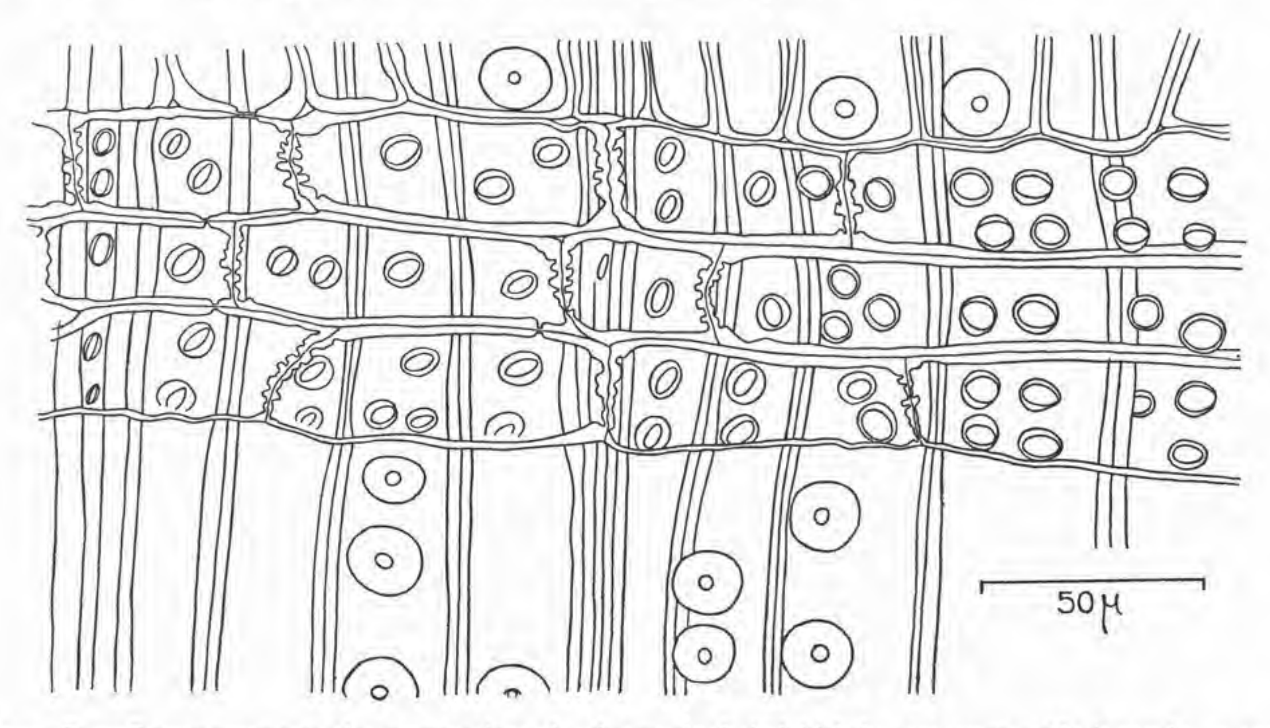


Figure B. — Rayon montrant des ponctuations de champ du bois initial du type cupressoïde à gauche et taxodioïde à droite.

Dans le bois final, les ponctuations sont petites; le pore très incliné ou vertical est étiré en forme de fente, il tend à sortir de l'aréole. Dans les trachéides très écrasées les ponctuations se distinguent peu aisément; on ne voit souvent plus que le pore en fente longuement étirée.

Les ponctuations des champs de croisement au niveau des cellules parenchymateuses marginales ne diffèrent pas des ponctuations au niveau des cellules ordinaires.

4) *Cellules dressées du parenchyme ligneux.*

Le parenchyme ligneux est assez abondant. Le plus souvent localisé dans les zones finales, il ne manque cependant pas dans le bois initial (fig. 12, 17, 20). Les cellules sont régulières, très légèrement renflées en leur milieu; elles ont de 60 à 110 μ de haut; leur largeur varie de 35 μ dans le bois initial à 10 μ dans le bois final.

Le type de cellules le plus courant mesure 100 μ de long sur 25 μ de large. Les parois transversales sont horizontales; elles sont pourvues d'épaississements très développés qui les

font paraître fortement noduleuses. L'épaisseur est ainsi de 5 à 9 μ pour la double paroi. Les parois radiales montrent des ponctuations; dans les cellules larges du bois initial celles-ci sont simples, grandes (par exemple 9 × 7 μ), elliptiques, régulières, analogues aux oopores des champs de croisement; en d'autres cas et surtout vers le bois final, elles sont plus petites et quelquefois aréolées (semi-aréolées). Dans le bois final et à son contact, les ponctuations sont très petites, simples et irrégulières de contour et de répartition. De même, les « champs de croisement » au contact des cellules du parenchyme dressé résinifère et couché des rayons portent de petites ponctuations nombreuses et irrégulières.

Les cellules dressées sont à l'état naturel le plus souvent presque remplies d'une masse résineuse brun-noir (fig. 22, 23).

III. Section tangentielle

1) *Paroi des trachéides.*

Dans le bois initial (fig. 18) les ponctuations sont absentes ou très rares; on les voit apparaître à l'approche du bois final (fig. 19); elles sont circulaires, leur diamètre est de 12-16 μ; le lumen, souvent elliptique, oblique, mesure 3 × 4 μ.

Dans le bois final (fig. 24) elles deviennent très nombreuses, irrégulièrement réparties. Elles mesurent (6)-8-12 μ. Le contour en est généralement peu visible. Le lumen paraît souvent sous la forme d'une fente oblique de 2,5 × 1 μ, dont le grand axe se rapproche de la verticale.

2) *Rayons ligneux.*

Les rayons sont unisériés; la proportion de ceux qui présentent un étage bisérié est très faible. Ils comprennent 1 à (11) étages, le plus souvent 1. On a pu calculer une densité de 65 rayons par millimètre carré (voir p. 12 et fig. E).

Les cellules couchées sont assez régulières, légèrement polygonales; les espaces intercellulaires sont faibles. On observe toutefois souvent des angles légèrement rentrants, dus surtout à un épaississement de la paroi des cellules couchées aux angles. De ce fait les parois transversales paraissent plus épaisses qu'en section radiale. Il n'y a aucune ponctuation dans les angles faisant face aux espaces intercellulaires.

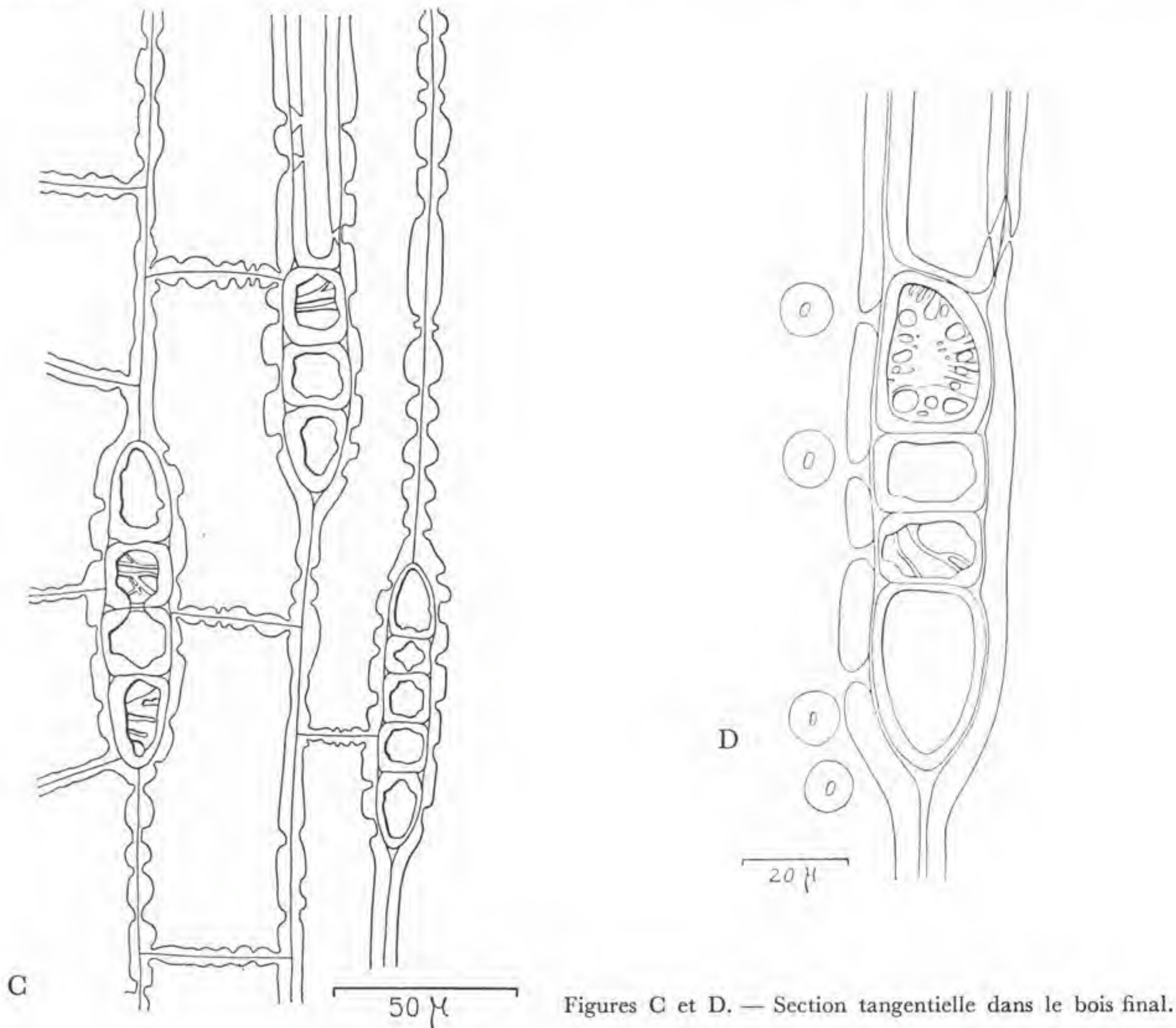
Les cellules moyennes sont en général aussi hautes que larges; leur lumen mesure 12-15 μ, comme on l'a vu en section radiale. Les cellules limitantes sont le plus souvent à peine plus hautes, mais leur lumen peut atteindre 18 et même 25 μ.

Les parois tangentielles des cellules couchées montrent une ornementation formée souvent de barres transversales séparant des dépressions (aspect en grille ou scalariforme, fig. 23) ou constituant quelquefois un réseau. Les parties restées minces peuvent être limitées à des ponctuations arrondies (fig. D).

3) *Parenchyme vertical résinifère.*

Les épaississements des parois transversales, très marqués, sous forme de nodules (fig. 19), sont plus distinctement visibles qu'en section radiale.

Les parois tangentielles montrent des ponctuations de taille variable, souvent $12 \times 9\ \mu$, avec du côté de la trachéide une aréole large et un lumen lenticulaire de $5 \times 2{,}5\ \mu$; quelquefois l'aréole disparaît presque entièrement ou n'est représentée que par une mince bordure régulière.



Figures C et D. — Section tangentielle dans le bois final.

B. — VARIATION DES STRUCTURES

L'étude détaillée qui précède est basée sur des fragments prélevés, comme nous l'avons dit, à la partie périphérique d'un tronc volumineux. Cette façon de faire est recommandée par l'ensemble des auteurs; ainsi LIGNIER (1907) déclare choisir ses échantillons aussi loin que possible du centre de l'organe. On admet en effet qu'après une évolution dans les premières couches d'accroissement, le bois prend les caractères de l'adulte et se stabilise.

Mais du fait de la présence inattendue dans ces zones périphériques de dispositions spéciales des ponctuations de la paroi radiale des trachéides, il nous a paru utile de chercher à connaître leur répartition et leur fréquence relative dans les parties plus internes. Celles-ci seront donc maintenant décrites brièvement, leur étude comparative sommaire donnant une idée de la variation dans le bois.

Étant donné la finesse des couches d'accroissement, il n'est pas possible de les compter macroscopiquement et de les utiliser pour caractériser les niveaux successifs. D'ailleurs l'arbre ayant vécu à l'Éocène inférieur, sous un climat chaud, ces zones climatiques ne peuvent être considérées comme annuelles.

Pour cette étude des parties internes du bois des coupes ont été effectuées dans des niveaux successifs en progressant de la périphérie vers le centre. Nous décrirons ceux de ces niveaux qui permettent de suivre les phases les plus marquantes de la variation. Il serait forcément illusoire de chercher à définir des zones tranchées du bois correspondant aux modifications de la structure; celle-ci est évidemment continue et entre les régions mentionnées, choisies de façon nécessairement un peu arbitraire, des transitions peuvent être observées. Pour plus de commodité des lettres sont attribuées aux différentes zones décrites; leur ordre de succession A, B, C, D correspond à la formation des couches dans le bois, il va donc — à l'inverse du texte — depuis le centre jusqu'à la périphérie.

I. — *Couches d'accroissement, parois radiales des trachéides et champs de croisement (sections radiales).*

1) La structure de la partie périphérique décrite s'observe sans changement appréciable jusqu'à environ 3 centimètres de profondeur où l'on note encore assez fréquemment des dispositions à tendance araucarienne (zone D).

2) Au-delà, en progressant vers le centre, ces dernières paraissent se raréfier, en même temps que les couches d'accroissement s'élargissent (zone C).

Des coupes radiales effectuées encore à 3 centimètres du centre (soit 6-7 centimètres de la périphérie) ne montrent avec les zones externes (D) que des différences de détail. Les zones d'accroissement semblent en moyenne un peu plus larges, mesurant souvent de 400 à 500 μ; la transition entre bois initial et bois final est encore brusque. Les trachéides sont en général un peu moins grandes; la largeur radiale du lumen varie dans le bois initial le plus souvent entre 23 et 33 μ, elle peut occasionnellement atteindre 43 μ.

Les différentes dispositions araucariennes décrites précédemment peuvent être observées, mais elles sont sensiblement moins abondantes et les ponctuations radiales des trachéides dans le bois initial sont le plus souvent bisériées opposées, séparées par des crassules bien visibles. La taille de ces ponctuations radiales semble en moyenne légèrement plus faible que dans la zone périphérique; leur diamètre est le plus souvent de 11-12 μ; il dépasse rarement 17 μ.

Les ponctuations des champs de croisement ne semblent pas différer de façon notable de celles de la zone D; tout au plus les oopores paraissent-ils de taille un peu plus faible, mesurant souvent 7,5 × 5,5 μ et sont peut-être un peu moins fréquents.

3) A 8 ou 10 millimètres du centre, l'aspect du bois est au premier abord assez différent (zone B).

Les couches d'accroissement sont plus larges, souvent de 550 à 700 μ, la transition étant moins brusque que précédemment. La largeur des trachéides dans le bois initial est en général de 25 μ, rarement de 30 μ. Les nombreuses trachéides qui composent le bois initial présentent généralement des ponctuations radiales unisériées, sporadiquement bisériées, larges le plus souvent de 10 à 12 μ, rarement 16 μ, circulaires ou elliptiques. Les crassules sont peu visibles, rares. Ces ponctuations unisériées présentent occasionnellement un écrasement net dans le

sens vertical et parfois alternent légèrement. Lorsqu'elles sont bisériées, elles peuvent présenter les diverses dispositions décrites dans les couches périphériques, toutefois la tendance à l'alternance et à l'écrasement est très visiblement moins marquée que dans la zone périphérique (D). Au milieu des larges zones d'accroissement, on observe très souvent des cellules de parenchyme résinifère.

Les champs de croisement ne sont pas différents de ce qu'ils sont en C.

A 3-5 millimètres du centre la structure est la même. Les oopores sont quelquefois moins régulièrement circulaires ou elliptiques que dans les zones D et C et sont souvent plus gros; ils mesurent ici par exemple de $8 \times 6\,\mu$ à $10 \times 8\,\mu$.

La transition entre les zones C et B se place vers 2,5 - 2 centimètres de l'axe où déjà les ponctuations unisériées dominent, les bisériées étant encore fréquentes.

4) Depuis 2 millimètres jusqu'au voisinage du centre (zone A), les couches d'accroissement sont légèrement moins larges que dans la zone B; elles ont souvent de 80 à 400 μ et ne semblent pas dépasser 450 μ. De même, la largeur radiale du lumen des trachéides est un peu plus réduite que précédemment; dans le bois initial elle atteint 22 μ pour les grandes cellules; elle est le plus souvent de 12-18 μ.

Les ponctuations aréolées des trachéides sont très généralement unisériées et se présentent encore quelquefois en files écrasées dans le sens de la hauteur. Cette tendance à l'écrasement paraît toutefois un peu moins marquée que dans les deux zones précédentes (B et C); ces ponctuations radiales mesurent de 10 à 13 μ.

Le contour externe de l'aréole est souvent entouré d'un cercle de petits points brillants; quelquefois la répartition en est moins régulière et les points sont alors visibles à l'intérieur de ce contour. Il s'agit peut-être de particules très réfringentes de résine; dans les coupes vidées on ne les observe pas. Par leur disposition ces éléments rappellent ceux figurés autour des ponctuations radiales par Greguss (1952 a) chez *Phyllocladus glaucus* Carr. et (1952 b) chez *Agathis australis* (Lamb.) Steud.

Dans les champs de croisement, les ponctuations taxodioïdes larges peuvent être observées, mais le plus souvent les ponctuations ont un lumen oblique, plus étroit; elles sont cupressoïdes.

On voit donc que les ponctuations écrasées à tendance araucarienne peuvent être observées dans toutes les parties du bois, mais au voisinage de l'axe elles paraissent très peu nombreuses. Leur fréquence augmente légèrement lorsqu'on s'éloigne du centre et ce n'est que dans les parties proches de la surface qu'elles deviennent véritablement abondantes. D'ailleurs la disposition fondamentale des ponctuations radiales montre un changement au cours du développement du bois. Dans les deux premiers centimètres environ à partir de l'axe les ponctuations sont le plus souvent unisériées; au-delà la bisériation devient plus fréquente et dans les parties externes elle prédomine très nettement.

Pour les champs de croisement il ne semble pas que l'on puisse voir des modifications aussi nettes. Toutefois, au voisinage immédiat du centre (2 millimètres environ), les ponctuations sont le plus souvent cupressoïdes. Au-delà, les ponctuations taxodioïdes et les oopores deviennent plus fréquents et le sont particulièrement dans les zones externes.

Des modifications s'observent également pour la largeur des zones d'accroissement. Ces zones, pas très développées dans l'arbre jeune — au voisinage du centre —, prennent ensuite une plus grande extension et finissent par se réduire dans l'arbre âgé.

II. — *Hauteur et fréquence des rayons ligneux (sections tangentielles).*

Les variations du nombre et de la hauteur des rayons dans les différentes couches du bois sont représentées dans les courbes de fréquence ci-contre où sont portés en abcisse le nombre d'étages des rayons et en ordonnée le nombre correspondant de rayons observés dans un millimètre carré. Le nombre total des rayons portés sur la courbe exprime donc la densité

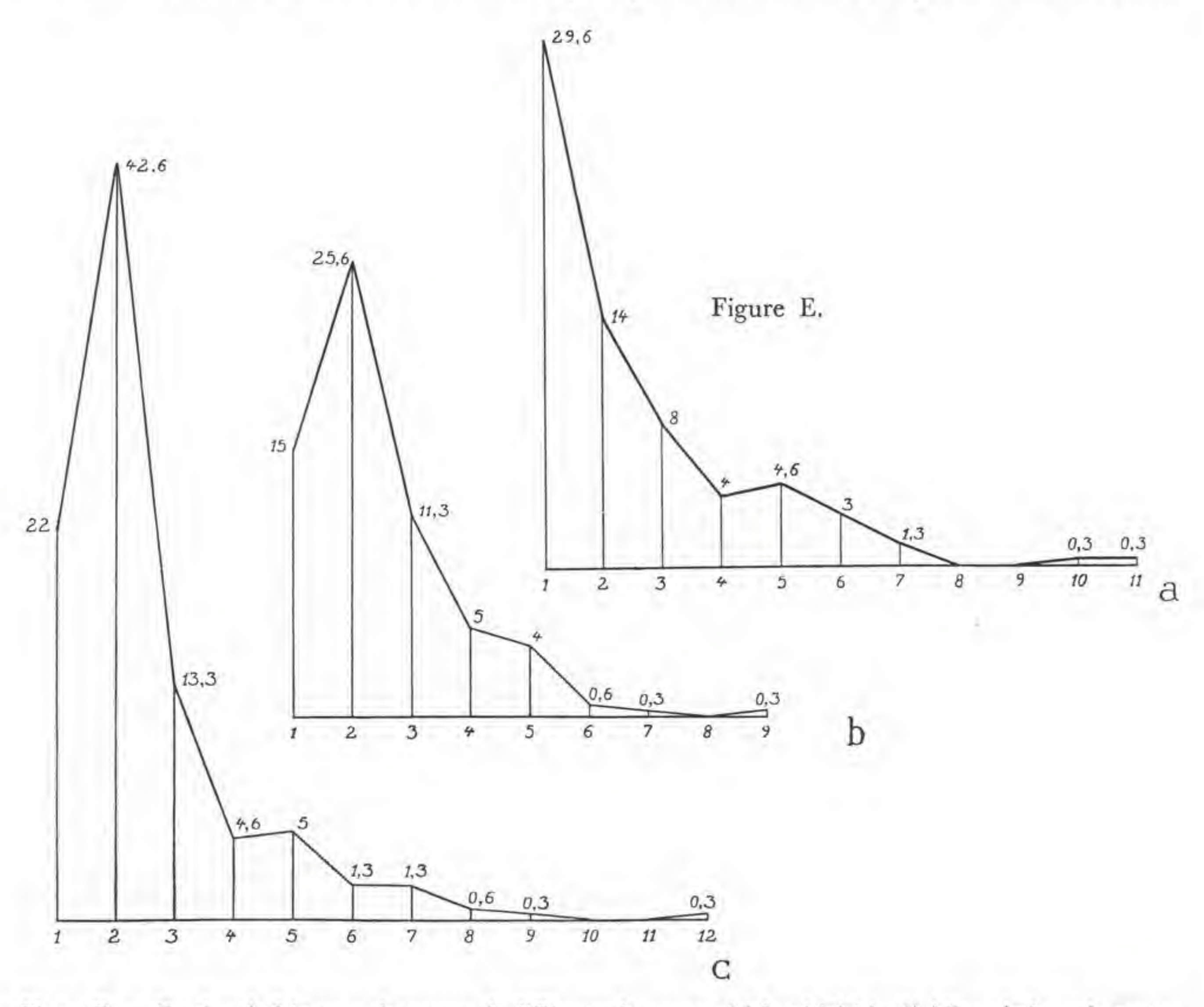


Figure E. — Courbes de fréquence des rayons de différentes hauteurs; *a*) à la périphérie; *b*) à 6 centimètres du centre; *c*) à 10 millimètres du centre. Chaque courbe correspond à une surface tangentielle de 1 millimètre carré.

au millimètre carré. Les valeurs données correspondent à la fréquence moyenne calculée pour chaque zone à partir d'observations faites dans trois millimètres carrés voisins.

La courbe (a) a été obtenue dans la partie tout à fait externe du tronc (zone D); on voit que les rayons d'un seul étage dominent très fortement; la densité moyenne est de 65 rayons par millimètre carré.

La courbe (b) traduit des observations faites à environ 4 centimètres de la périphérie (zone C); ce sont ici les rayons à deux étages dont la fréquence domine de façon assez sensible; la densité moyenne calculée est de 62 par millimètre carré.

La courbe (c) a été faite à environ 1 centimètre du centre (zone B); un maximum très

net se manifeste pour le nombre deux; la densité moyenne calculée est de 92 rayons par millimètre carré.

Il n'a pas été fait de courbe plus près du centre.

Ces résultats sont en accord avec ce que Essner (1886) a pu montrer de la variation de la hauteur des rayons chez différentes espèces de Conifères vivantes. En effet, la densité est toujours nettement plus forte dans les régions centrales; elle décroît ensuite et peut quelquefois augmenter de nouveau légèrement dans les zones périphériques, comme cela se produit pour notre échantillon. On remarquera toutefois le déplacement du maximum; alors que les rayons à deux étages sont d'abord de beaucoup les plus fréquents, les rayons hauts d'une seule cellule finissent par être nettement prédominants au voisinage de la surface du spécimen.

C. — AFFINITÉS

1) *Rapports avec les espèces actuelles.*

Ce bois de Conifère possède des caractères très particuliers qui jusqu'ici, n'ont pas, semble-t-il, été rencontrés associés. Les ponctuations aréolées radiales présentent assez souvent, à côté du type abiétinéen le plus général, un mode de groupement presque araucarien. Les canaux sécréteurs manquent. Le parenchyme vertical résinifère est assez abondant, ses parois horizontales sont noduleuses; les cellules couchées des rayons montrent des parois tangentielles fortement ponctuées et des indentures nettes; sur leurs parois horizontales, les ponctuations sont plus petites et plus éparses. Dans les champs de croisement du bois initial les ponctuations sont du type cupressoïde ou le plus souvent taxodioïde et tendent à donner de larges oopores.

Les rapprochements que ces particularités rendent possibles doivent être recherchés auprès des genres actuels *Cedrus* et *Juniperus*. Les dispositions araucariennes présentes pourraient faire penser plus particulièrement à *Cedrus* chez qui, Bailey (1933) l'a montré, elles peuvent être souvent observées.

Cependant le bois possède du parenchyme ligneux au milieu des zones d'accroissement dans le bois initial. De plus les parois horizontales des cellules couchées sont peu abondamment ponctuées. En section transversale elles ne montrent que des dépressions éparses, médianes et non les ponctuations nombreuses, en grande partie marginales, qui caractérisent les *Pinaceae Abietoideae*. Il est difficile de juger de la présence ou de l'absence dans ces parois de l'épaississement secondaire qui, d'après Bailey et Faull (1934), caractérise les *Abietoideae;* cependant les ponctuations en regard des espaces intercellulaires qui, comme l'ont montré Barghoorn et Bailey (1938), existent chez *Cedrus* et les genres voisins, n'ont pu être observées.

Enfin, l'on peut dire que le torus des ponctuations radiales du fossile est régulier, alors qu'il est dentelé dans les espèces du genre *Cedrus*. Ce torus est d'ailleurs peu développé et difficile à voir, même dans les coupes colorées spécialement; il est plus grand que le pore et son contour est souvent grossièrement losangique, forme que l'on trouve également chez *Juniperus communis* L. Dans le bois de tronc de cette dernière espèce, nous avons observé que ce torus plus ou moins losangique est généralement prolongé par de fins rayons atteignant

le bord de l'aréole; de ce fait il paraît dentelé. BANNAN (1942) a décrit des dispositions analogues dans les racines latérales de *J. virginiana* L. Ce torus dentelé est très proche de celui de *Cedrus* qui ne peut être considéré comme véritablement caractéristique.

Le bois n'est donc pas celui d'un Cèdre; il appartient au genre *Juniperus*.

Il est à remarquer que l'utilisation des clefs de KRÄUSEL (1949) ou de PEIRCE (1938) ne conduit pas au genre *Juniperus*, mais au genre *Thuja*. Cette détermination ne peut satisfaire puisque les caractères donnés par ces mêmes auteurs (KRÄUSEL, 1949, tableau III; PEIRCE, 1938, p. 10) pour les *Thuja* — parois tangentielles des cellules couchées généralement lisses, cellules couchées peu résineuses, parois horizontales du parenchyme faiblement ponctuées —

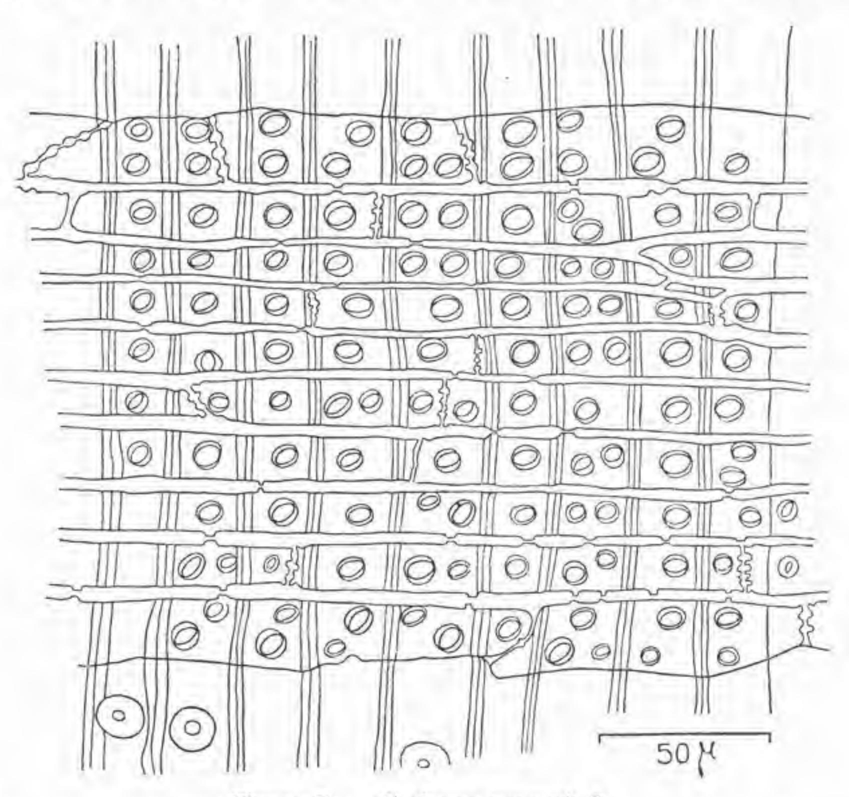


Figure F. — *Juniperus communis* L.
Rayon montrant des ponctuations taxodioïdes dans les champs de croisement.

ne s'appliquent nullement au spécimen étudié. Cette impasse est due à ce que dans ces travaux la présence possible chez certains *Juniperus* de ponctuations de champ franchement taxodioïdes dans le bois initial n'est pas envisagée. Ce type de ponctuation n'est sans doute pas très répandu dans ce genre; nous l'avons recherché en vain chez : *Juniperus bermudiana* L., *J. excelsa* Bieb., *J. phoenicea* L., *J. thurifera* L., *J. virginiana* L., espèces pour lesquelles nous n'avons disposé, il est vrai, que de coupes faites souvent sans doute dans de petits rameaux. Chez *J. oxycedrus* L. de larges ponctuations elliptiques tendant vers le type oopore peuvent être quelquefois observées, mais c'est surtout dans un tronc bien développé de *J. communis* L. que nous avons vu des ponctuations de champ très souvent taxodioïdes (fig. F), avec une aréole quelquefois très réduite, du même type que celles de notre échantillon (1).

(1) Dans un article que nous n'avons pu voir qu'après la rédaction de notre travail, KAEISER (1953) étudie l'anatomie du bois dans un très grand nombre d'espèces de *Juniperus*. Cet auteur indique que des ponctuations taxodioïdes peuvent être observées dans les champs de croisement du bois initial chez *J. drupacea* Labill. (section *Caryocedrus*) = *Arceuthos drupacea* Antoine et Kotschy et chez certains *Juniperus* de la section *Oxycedrus*. Ces ponctuations sont très rares ou absentes chez les représentants de la section *Sabina*.

Les rapports du fossile avec le genre actuel *Juniperus* sont donc extrêmement étroits. Le mode de ponctuation des cellules parenchymateuses, aussi bien couchées que verticales, de notre spécimen est absolument conforme à ce que l'on rencontre dans ce genre. D'un autre côté les parties jeunes au centre de notre bois montrent des ponctuations unisériées, analogues, l'écrasement mis à part, à celles que présentent de nombreux *Juniperus*. D'après PEIRCE (1938) des ponctuations bi- ou même multi-sériées existent d'ailleurs chez quelques espèces.

D'autres caractères du fossile ne semblent pas se rencontrer dans les espèces vivantes du genre. Les dispositions spéciales des ponctuations radiales n'y ont pas été signalées; nous ne les avons pas observées dans les espèces, citées plus haut, que nous avons pu étudier.

Cependant, du point de vue quantitatif, ces modalités ne sont peut-être pas véritablement beaucoup plus fréquentes que dans certaines racines de Conifères actuelles où elles sont bien connues. Du point de vue qualitatif, elles sont assez semblables à celles, par exemple, que BANNAN (1941, fig. 12-15) dans la racine de *Thuja occidentalis* L. Il n'est pas tout à fait exclu que l'organe étudié corresponde à une volumineuse racine, cela nous paraît toutefois improbable.

Le bois ne peut donc être rapproché spécifiquement d'aucun *Juniperus* vivant. Il semble possible de considérer que ce fossile a pu appartenir à la lignée évolutive qui a conduit aux *Juniperus* actuels. On remarquera que les espèces qui anatomiquement sont les plus proches du fossile (*J. communis*, *J. oxycedrus*) appartiennent à la section *Oxycedrus* qui, pour plusieurs caractères, apparaît comme primitive à l'intérieur du genre.

2) *Comparaison avec les espèces fossiles.*

Le fossile présente à côté de ponctuations radiales des trachéides disposées suivant le type abiétinéen moderne, des ponctuations, en proportion notable, qui montrent un écrasement net ou alternent les unes avec les autres. De plus les dispositions intermédiaires entre ces deux types sont très fréquentes. Le bois possède donc une « structure généralisée ». Nettement apparenté aux *Juniperus*, il pourrait être considéré comme un représentant du genre *Protojuniperoxylon* Eckhold 1922.

La seule espèce jusqu'ici reconnue valable par KRÄUSEL (1949) est le *Protojuniperoxylon hornei* (Seward et Bancroft) Eckhold 1922 = *Cedroxylon hornei* Seward et Bancroft 1913. Il n'est pas possible de rapporter notre fossile à cette forme du Jurassique supérieur du Sutherland qui montre des ponctuations radiales beaucoup moins fréquemment bisériées, d'ailleurs bien moins nettement écrasées et dont les ponctuations des champs de croisement sont circulaires et petites.

Une autre forme : le *Protojuniperoxylon arcticum* Selling 1944 que KRÄUSEL (1949) indique comme douteuse, ne peut être prise en considération puisque SELLING (1951) l'a rapportée aux Bennettitales.

Le fossile ne correspond pas non plus aux espèces rangées dans le genre *Juniperoxylon* (Houlbert 1910) Kräusel 1919, ceci non seulement en raison de la disposition particulière des ponctuations radiales, mais aussi parce que les espèces placées par KRÄUSEL (1949, p. 177) dans les combinaisons nouvelles *Juniperoxylon pachyderma* (Göppert) Kräusel et *J. pottoniense* (Stopes) Kräusel possèdent des ponctuations des champs de croisement très différentes, généralement petites et cupressoïdes. Toutefois BOUREAU (1953) a décrit et figuré des ponctuations taxodioïdes dans un bois du Pliocène du Portugal rapporté au *J. pachyderma*.

Des caractères communs existent par ailleurs très nettement; ainsi les rayons unisériés composés de cellules parenchymateuses irrégulières de notre fossile correspondent tout à fait à ceux qui ont été figurés dans le *J. silesiacum* (Prill) Kräusel 1919; ceux-ci d'ailleurs se rencontrent dans de très nombreuses espèces actuelles de *Juniperus*, ce qui vient encore confirmer la parenté de notre bois avec ce dernier genre.

D'après les conceptions généralement admises, c'est dans le genre *Protojuniperoxylon* que notre fossile devrait être placé, puisque la proportion de ponctuations radiales des trachéides disposées suivant le mode archaïque n'est pas négligeable, surtout dans les parties externes. Elle est plus grande que chez *Protojuniperoxylon hornei* (Seward et Bancroft) Eckhold et que chez d'autres formes rangées dans le soi-disant groupe des « Protopinacées ». On peut même dire que ce serait l'espèce la mieux caractérisée de ce genre, car la définition du *P. hornei* n'est pas suffisamment précise pour qu'il soit hors de doute qu'il s'agit bien d'un *Protojuniperoxylon*. Cependant, dans une note précédente (GRAMBAST, 1952), nous avons donné les raisons qui nous conduisent à refuser aux « Protopinacées » la valeur d'ensemble indépendant pour n'y voir qu'un groupe horizontal correspondant à un stade d'évolution; ce stade a été atteint ou traversé par les lignées évolutives des divers groupes de Coniférales, en général mais non exclusivement au cours des temps mésozoïques; certaines de ces lignées ayant pu s'éteindre à ce stade, les autres l'ayant dépassé. En effet, classer les échantillons fossiles de Coniférales présentant une structure généralisée dans cet ensemble particulier, conduirait à éloigner non seulement les différentes parties d'un même végétal, mais même, si on les récoltait indépendamment, les différentes zones du bois d'un même organe. Ainsi dans l'espèce qui nous intéresse, les parties externes et internes pourraient être placées respectivement dans des genres appartenant l'un au groupe des Protopinacées, l'autre à celui des Pinacées (sensu lato). Il ne peut donc être question de considérer ces deux ensembles comme phylogénétiquement indépendants.

Si les Protopinacées ne nous semblent pas avoir de valeur en tant que groupe particulier, il est tout de même possible de conserver dans les cas les plus nets les appellations de *Protojuniperoxylon*, *Protocupressinoxylon*, etc., qui ont l'intérêt pratique d'indiquer que tel échantillon possède des caractères spéciaux. Mais il doit être clair que ce ne sont là que des genres de forme qui sont artificiels puisqu'ils peuvent conduire à séparer des parties qui primitivement voisinaient dans un même bois; ils sont de plus arbitraires parce que basés sur un caractère quantitatif, la fréquence des dispositions araucariennes ou mixtes, qui semble varier de façon continue.

Dans le fossile étudié les dispositions spéciales ne sont assez abondantes qu'au niveau des zones périphériques et là même elles ne sont peut-être pas plus fréquentes que dans certains bois actuels, de racine de *Cedrus* par exemple. Ces dispositions se raréfient sensiblement dans les parties plus internes. Il paraît donc juste de rejeter pour ce bois la dénomination de *Protojuniperoxylon* et de le considérer comme un *Juniperoxylon*.

Le fossile représente une espèce nouvelle pour laquelle nous proposons le nom de :

Juniperoxylon Lignieri n. sp.

en la dédiant à la mémoire du très grand botaniste et paléobotaniste que fut Octave LIGNIER; en particulier dans son important travail sur les « Végétaux Fossiles de Normandie. IV. Bois divers » (1907), cet auteur fut un des premiers à décrire de façon véritablement précise de tels fossiles.

D. DIAGNOSE

Couches d'accroissement très nettes et très variables, étroites à transition très brusque ou plus larges à transition progressive.

Section transversale des trachéides polygonale; largeur radiale des lumens dans le bois initial : 30-35-(50) μ, largeur tangentielle : (6)-25-40-(55) μ, épaisseur des doubles parois : 4-8 μ; dans le bois final lumens très réduits, épaisseur des doubles parois jusqu'à 15-(22) μ.

Ponctuations aréolées radiales des trachéides unisériées au voisinage de l'axe, le plus souvent bisériées ensuite dans le bois initial, opposées espacées séparées par des crassules ou, principalement dans les parties périphériques, écrasées, quelquefois alternantes ou en amas de 2-3-(5) ponctuations (groupes étoilés) ; diamètre : 10-15-(20) μ. Crassules généralement visibles après coloration en dehors des zones de ponctuations alternées, largeur : 1,5-3 μ. Ponctuations de la paroi tangentielle apparaissant à l'approche du bois final, circulaires, diamètre : 14-16 μ; très nombreuses dans le bois final : 6-12 μ.

Trachéides transversales marginales des rayons assez abondantes; cellules marginales parenchymateuses irrégulières très fréquentes. Cellules couchées souvent longues de 100 μ, lumen haut de 12-15-(25) μ et jusqu'à 32 μ pour les rayons de 1 étage; parois horizontales simples, épaisses de 1,5-2 μ, ponctuations simples pas très fréquentes; parois tangentielles pourvues de nodules très marqués; double paroi épaisse de 2 μ entre les nodules, jusqu'à 6 μ au niveau d'un nodule; cellules couchées très fortement résineuses.

Champs de croisement dans le bois initial contenant 1-3-(4) ponctuations sur 1-(2) rangs au niveau des cellules moyennes, 2-(6) sur 1-2-(3) rangs au niveau des cellules extrêmes; ponctuations le plus souvent du type taxodioïde, largeur jusqu'à 10 μ, pore très ouvert, oblique ou horizontal, parfois plus étroit; souvent apparition d'oopores elliptiques ou circulaires, largeur : 7-9-(13) μ; dans le bois final ponctuations du type picéoïde à pore étiré verticalement.

Cellules verticales du parenchyme résinifère éparses dans le bois initial, abondantes dans le bois final; parois transversales fortement noduleuses, épaisseur : 5-9 μ. Canaux sécréteurs absents.

Holotype : nº □ 2280-1A, Laboratoire de Géologie du Muséum National d'Histoire Naturelle. Les parties périphériques et centrales aujourd'hui séparées appartiennent réellement au même échantillon.

Coupes nº D_1-207, coll. Grambast.

CONCLUSIONS

A la fin de cette étude nous croyons intéressant de rappeler brièvement quelques points particuliers rencontrés au cours de la description du fossile. Tout d'abord celui-ci offre un bon exemple de bois d'âge tertiaire présentant une structure généralisée, alors que de telles dispositions ont pu être considérées comme pratiquement limitées aux temps mésozoïques où elles caractériseraient un groupe particulier de Conifèrales les « Protopinacées ». En même

temps que d'autres arguments cet exemple nous a conduit à critiquer les idées généralement admises accordant aux Protopinacées la valeur d'ensemble naturel véritablement indépendant des Coniférales à structure moderne.

D'autre part ce bois qui possède des ponctuations des champs de croisement taxodioïdes est cependant sans aucun doute apparenté au genre *Juniperus* (sensu lato). Nous avons d'ailleurs pu voir de telles ponctuations, tendant même vers le type oopore, chez *Juniperus communis* actuel. Le fossile montre donc la présence dans l'Eocène inférieur d'un *Juniperus* très bien caractérisé qui a d'assez grands rapports avec le *J. communis* et semble représenter la section *Oxycedrus* ou peut être la section *Caryocedrus* = genre *Arceuthos* (1).

Enfin la répartition même des ponctuations des trachéides disposées suivant un mode archaïque est remarquable. Rares au voisinage immédiat du centre de l'organe, dans les premières couches d'accroissement formées dans la plante jeune, ces ponctuations deviennent progressivement plus abondantes lorsqu'on s'éloigne du centre pour se montrer particulièrement fréquentes dans les parties les plus périphériques, développées dans l'arbre âgé.

Si, comme il semble bien que l'on puisse l'admettre, la plus ou moins grande abondance de ces ponctuations à tendance araucarienne est liée à l'état plus ou moins primitif du bois, il est permis de dire que les parties les plus centrales du fossile correspondant à la plante jeune sont les plus évoluées, celles formées dans l'adulte sont moins évoluées et celles développées dans l'arbre âgé plus primitives encore. On ne peut alors manquer de noter que de tels faits peuvent être cités comme une illustration des lois de l'évolution mises en évidence par Gaussen. Dans le cas particulier de notre fossile où le jeune est évolué et l'adulte primitif, c'est la loi de Pavlow qui doit s'appliquer, ce qui indiquerait que l'espèce correspondante devait être au début de l'évolution du phylum; ceci n'est pas invraisemblable étant donné l'ancienneté de ce *Juniperus*.

Il est même tout à fait remarquable que dans ce bois de *Juniperus* primitif la structure dans les premières couches d'accroissement soit très analogue à celle des *Juniperus* modernes, non seulement à cause de la rareté des ponctuations écrasées, mais parce que ces ponctuations radiales sont unisériées comme dans beaucoup d'espèces actuelles et surtout que dans les champs de croisement les ponctuations sont d'une façon générale du type cupressoïde.

Dans les parties plus primitives la structure est très différente; les ponctuations radiales sont le plus souvent bisériées et les champs de croisement portent des ponctuations typiquement taxodioïdes. La présence de ponctuations taxodioïdes semble donc être un caractère primitif chez les *Juniperoideae*. On peut noter toutefois que dans la nature actuelle il semble que ce soit surtout chez *Juniperus communis* L. (sect. *Oxycedrus*) et — d'après les figures données par Greguss (1950), pl. 7, p. 234-5, plus encore chez *Arceuthos drupacea* Antoine et Kotschy — que ces ponctuations taxodioïdes puissent être observées (1). Pour leur appareil végétatif les représentants de la section *Oxycedrus* et le genre *Arceuthos* seraient donc plus primitifs que les espèces de la section *Sabina*. De Ferré (1952), Gaussen (1952) ont d'ailleurs été conduits par l'étude d'autres caractères de l'appareil végétatif à émettre une opinion semblable. Or dans ces formes, le cône semble plus avancé dans la voie de la réduction puisqu'il ne renferme qu'un ovule par écaille avec même, chez *Juniperus communis*, déplacement de l'ovule en position alterne, position qui pourrait s'expliquer aussi par la disparition de la partie stérile

(1) Voir note (1) P. 14.

d'un verticille supérieur. L'appareil reproducteur semblerait donc plus évolué que celui des *Sabina* où chaque écaille porte deux ovules latéraux.

Quoi qu'il en soit ce bois de *Juniperus* ancien avec dans ses parties adultes des ponctuations franchement taxodioïdes, montre bien une grande ressemblance avec certaines *Taxodiaceae* des genres *Sequoiadendron*, *Sequoia*, *Taxodium*. Il est peut-être permis de penser que les *Juniperoideae*, isolées tôt du tronc évolutif des *Cupressaceae*, se sont séparées à un niveau encore proche de la divergence des *Cupressaceae* et des *Taxodiaceae*.

RÉSUMÉ

Le bois décrit, d'âge sparnacien, est un *Juniperoxylon* (*J. Lignieri*, n. sp.) bien caractérisé par son plan ligneux et le mode de ponctuation de ses cellules couchées. Il présente des caractères particuliers : les ponctuations radiales des trachéides peuvent être groupées suivant un type à tendance nettement araucarienne avec écrasement et alternance; elles sont toutefois plus souvent disposées selon un mode abiétinéen ou intermédiaire. Le bois possède donc une structure généralisée. Par ailleurs dans le bois initial les ponctuations des champs sont en général du type taxodioïde.

La fréquence des ponctuations radiales à tendance araucarienne comme celle des ponctuations taxodioïdes des champs augmente depuis le centre jusqu'à la périphérie du bois.

La discussion des affinités fait apparaître que le fossile doit être considéré comme un bois de *Juniperus* sans doute proche de la section *Oxycedrus*. Certaines raisons font, dans le cas particulier de ce bois, rejeter la dénomination de *Protojuniperoxylon*, d'autres plus générales montrent que l'on ne peut accorder aux « Protopinacées » la valeur de groupe individualisé du point de vue phylogénétique et systématique.

En conclusion deux faits sont brièvement discutés : tout d'abord la plus grande fréquence dans les zones externes des ponctuations radiales groupées suivant un mode archaïque; d'autre part la présence de ponctuations de champs taxodioïdes, caractère qui, dans le genre *Juniperus* (sensu lato), semble primitif.

BIBLIOGRAPHIE

BAILEY (I. W.) — 1933. The cambium and its derivative tissues. VII. Problems in identifying the wood of Mesozoic Coniferae. *Ann. of Bot.*, *47*, p. 145-157, London.

BAILEY (I. W.) et FAULL (A. F.). — 1934. The cambium and its derivative tissues. IX. Structural variability in the Redwood, *Sequoia sempervirens*, and its significance in the identification of fossil woods. *J. of Arnold Arbor.*, *15*, p. 233-254, Jamaica Plain.

BANNAN (M. W). — 1941. Wood structure of *Thuja occidentalis*. *Bot. Gaz.*, *103*, p. 295-309, Chicago.

BANNAN (M. W.). — 1942. Wood structure of the native Ontario species of *Juniperus*. *Amer. J. Bot.*, *29*, p. 245-252, Lancaster.

BARGHOORN (E. S.) et BAILEY (I. W.). — 1938. The occurence of *Cedrus* in the auriferous gravels of California. *Amer. J. Bot.*, *25*, p. 641-647, Lancaster.

BOUREAU (E.). — 1952. Contribution à l'étude paléoxylologique de la Péninsule Ibérique. — II. Présence du *Juniperoxylon pachyderma* (Göppert) Kräusel dans les lignites de divers gisements pliocènes du Portugal. *Comun. dos Serv. Geol. de Portugal*, *33*, p. 13, Lisbonne.

CHRYSLER (M. A). — 1915. The Medullary rays of *Cedrus*. *Bot. Gaz.*, *59*, p. 387-396, Chicago.

ECKHOLD (W.). — 1922. Die Hoftüpfel bei rezenten und fossilen Coniferen. *Jb. preuss. geol. Landesanst.* f. 1921, *42*, p. 472-505, Berlin.

ESSNER (B.). — 1886. Über den diagnostischen Werth der Anzahl und Höhe der Markstrahlen bei den Coniferen. *Abhandl. Naturforsch. Gesell. z. Halle*, *16*, p. 1-33.

FERRÉ (Y. DE). — 1952. Les Formes de jeunesse des Abietacées. Ontogénie. Phylogénie. *Trav. lab. for. de Toulouse*, *2*, sect. 1, vol. III, 1, pp. 284.

FORESTIER. — 1850. Extrait d'une lettre de M. Forestier au sujet d'une découverte de bois fossiles faite à Dixmont près Villeneuve-sur-Yonne. *Bull. Soc. Géol. Fr.*, (2), 7, p. 388, Paris.

GAUSSEN (H.). — 1942-52. Les Gymnospermes actuelles et fossiles. *Trav. lab. for. de Toulouse*, *2*, sect. 1, vol. I, fasc. I-IV.

GOTHAN (W.). — 1907. Die fossilen Hölzer von König-Karls-Land. *K. Svensk. Vet.-Akad. Handl.*, *42*, n° 10, p. 1-27, Stockholm.

GRAMBAST (L.). — 1952. Sur la signification des structures généralisées chez les Coniférales et la valeur des Protopinacées en tant que groupe. *C. R. Ac. Sc.*, *235*, p. 1533-1535, Paris.

GREGUSS (P.). — 1950. Xylotomischer Bestimmungsschlüssel der heute lebenden Koniferen-Gattungen. *Acta Biol. Acad. Sci. Hung.*, 1, p. 207-327, Budapest.

— 1952 a. Xylotomischer Bestimmungsschlüssel der Gattungen und Arten der Podocarpaceae. *Id.*, *3*, p. 53-149, Budapest.

— 1952 b. Die Xylotomie der Araukariaceen. *Id.*, *3*, p. 443-541, Budapest.

HURE (A.). — 1919. Notes sur la géologie et la tectonique du Bassin de la Vanne. *Bull. Soc. Géol. Fr.* (4), *19*, p. 217-242, Paris.

KAEISER (M.). — 1953. Microstructure of the wood of *Juniperus*. *Bot. Gaz.*, 115, p. 155-162, Chicago.

KRÄUSEL (R.). — 1919. Die Pflanzen des schlesischen Tertiärs. *Jb. preuss. geol. Landesanst.* f. 1917, *38*, II, Berlin.

— 1949. Die fossilen Koniferen-Hölzer. II. Teil. Kritische Untersuchungen zur Diagnostik lebender und fossiler Koniferen-Hölzer. *Palaeontogr.*, *89* B, p. 83-203, Stuttgart.

LEYMERIE (A.) et RAULIN (V.). — 1858. Statistique géologique du département de l'Yonne. Auxerre.

LIGNIER (O.). — 1907. Végétaux fossiles de Normandie. IV. Bois divers (1re série). *Mém. Soc. linnéenne de Normandie*, *22*, 1904-7, p. 239-333, Caen.

MARLOT (H.). — 1901. Notes sur les lignites de Dixmont (Yonne). *Bull. Soc. Hist. Nat. d'Autun*, 14, p. 181-5.

PEIRCE (A. S.). — 1938. Systematic anatomy of the woods of the Cupressaceae. *Trop. Woods*, n° *49*, p. 5-21, New-Haven.

SELLING (O.). — 1951. On *Protojuniperoxylon arcticum* Olof Selling. *J. of Pal.*, *4*, p. 538-539, Menasha.

SEWARD (A. C.) et BANCROFT (N.). — 1913. Jurassic Plants from Cromarty and Sutherland, Scotland. *Trans. R. Soc. Edinb.*, *48*, part IV, p. 867, Edinburgh.

Stockmans (F.) et Wylliere (Y.). — 1934. Notes sur des bois fossiles récoltés en Belgique. I. *Bull. Mus. roy. Hist. nat. Belg.*, *10*, nº 11, pp. 8, Bruxelles.

Stopes (M. C.). — 1915. The Cretaceous Flora, Part II, Lower Greensand (Aptian) Plants of Britain. *British Museum*, pp. 360, London.

Thomas (H.). — 1904. Révision de la feuille de Sens. *Bull. Services Carte Géol. de France*, *15*, nº 98, p. 23-26, Paris.

— 1906. Notice de la Carte géologique de Sens, 2e édition.

LÉGENDE DES FIGURES

PLANCHE I

Juniperoxylon Lignieri n. sp. (1)

Figure 1. — Section transversale effectuée dans les parties périphériques du tronc montrant des couches d'accroissement régulières, étroites. La transition entre le bois initial et le bois final est brusque, x 95.
Figure 2. — Section transversale, couches d'accroissement larges, telles qu'on les observe en général dans les parties internes, bois final décomposé en plusieurs zones, transition progressive, x 38.
Figure 3. — Détail de la section transversale représentée figure 1. Premières trachéides du bois initial, au contact de la ligne limitante, du type arrondi. Deux cellules dressées du parenchyme résinifère montrent des parois transversales ponctuées, x 310.
Figure 4. — Section radiale. Disposition araucarienne des ponctuations aréolées très nette au voisinage de l'extrémité des trachéides, x 310.
Figure 5. — Section radiale. Ponctuations aréolées écrasées de type araucarien, x 310.
Figure 6. — Section radiale montrant des groupes de deux ou trois ponctuations écrasées, x 310.
Figure 7. — Section radiale, série de ponctuations écrasées, x 310.

PLANCHE II

Juniperoxylon Lignieri n. sp.

Figure 8. — Section radiale. Présence d'oopores dans les champs de croisement du bois initial, x 285.
Figure 9. — Section radiale. Rayon montrant des cellules parenchymateuses marginales irrégulières et des trachéides transversales (bien visibles en haut et à droite), x 330.
Figure 10. — Section radiale, ponctuations à pore étroit dans les champs de croisement du bois initial, x 310.
Figure 11. — Section radiale, parois tangentielles des cellules couchées noduleuses et indentures bien visibles, x 915.
Figure 12. — Section radiale montrant du parenchyme dans le bois initial et le bois final, x 285.
Figure 13. — Section radiale, trabécules, x 310.
Figure 14. — Section radiale, disposition variée des ponctuations des trachéides, x 285.

PLANCHE III

Juniperoxylon Lignieri n. sp.

Figure 15. — Section radiale, détail d'un rayon; dans le bois final petites ponctuations au contact du parenchyme résinifère dressé; dans le bois initial ponctuations taxodioïdes à pore très large; parois tangentielles des cellules couchées fortement noduleuses, x 540.
Figure 16. — Section radiale, rayon ligneux et champs de croisement, x 285.
Figure 17. — Section radiale, présence de parenchyme vertical dans le bois initial, rayon montrant des ponctuations de champ cupressoïdes et des cellules parenchymateuses marginales irrégulières, x 285.
Figure 18. — Section tangentielle dans le bois initial, x 90.
Figure 19. — Section tangentielle au voisinage du bois final. Parenchyme vertical présentant des parois ponctuées, surtout les horizontales. Ponctuations des trachéides, x 285.

(1) A l'exception des figures 2, Pl. I et 22, 23, Pl. IV, les photographies représentent des coupes débarrassées de leur contenu résineux et colorées.

PLANCHE IV

Juniperoxylon Lignieri n. sp.

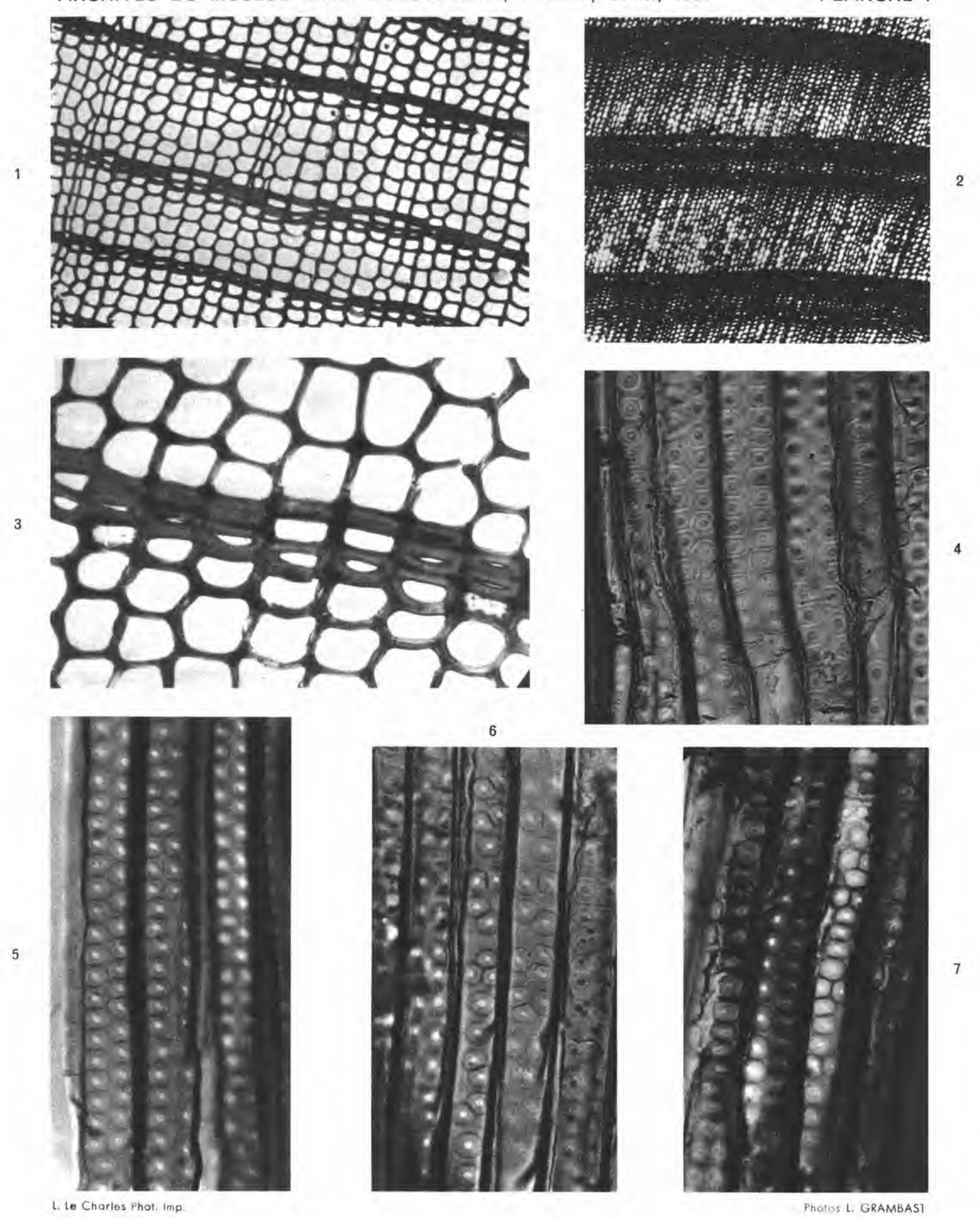
Figure 20. — Section radiale. Parenchyme vertical dans le bois initial. Disposition bisériée espacée écrasée des ponctuations d'une trachéide large, x 360.

Figure 21. — Section radiale. Ponctuations des trachéides disposées suivant le type abiétinéen avec crassules. Rayon ligneux composé d'un seul étage de cellules couchées irrégulières, x 360.

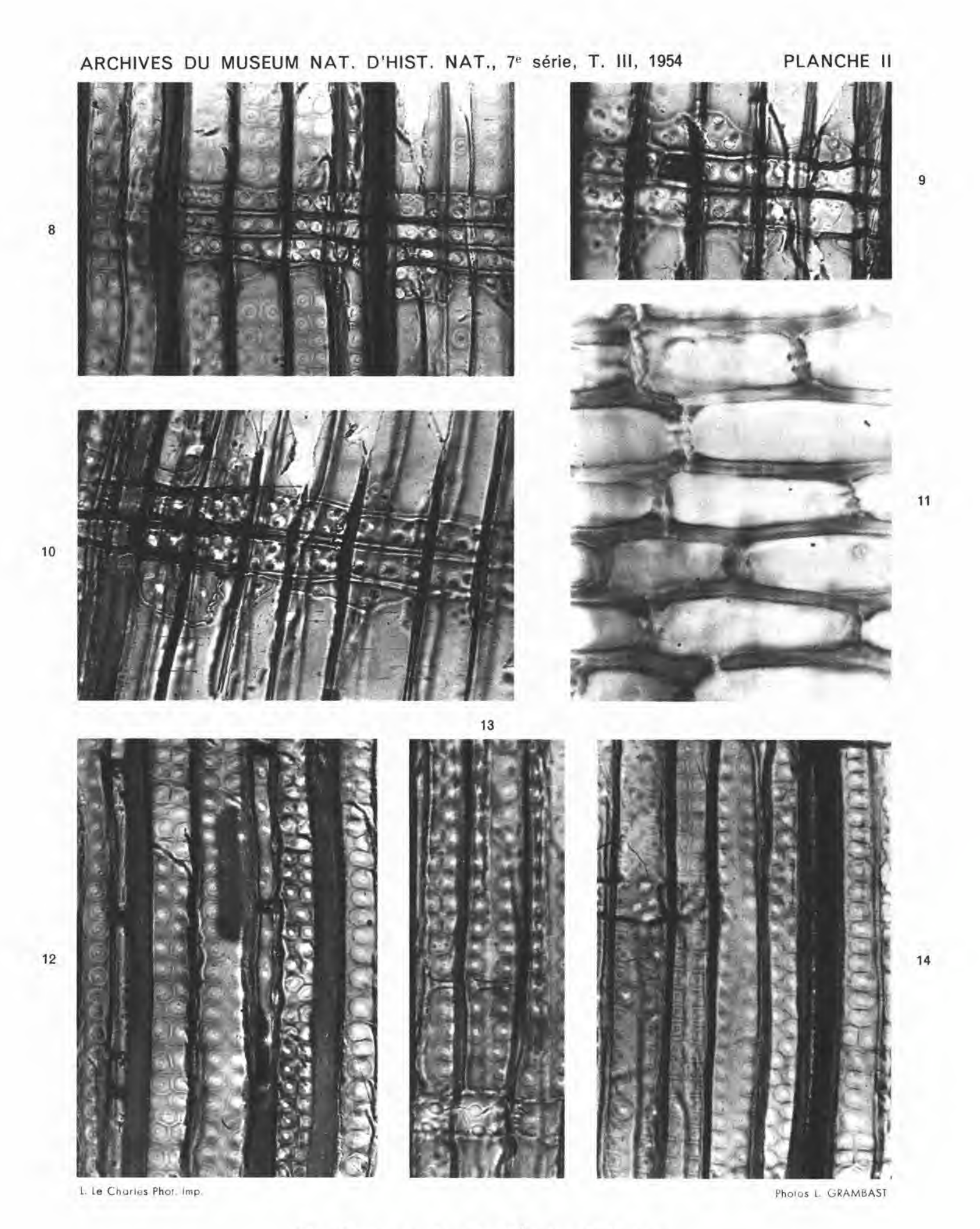
Figure 22. — Coupe tangentielle non vidée, photographie orientée perpendiculairement aux autres. Contenu résineux abondant dans les cellules du parenchyme vertical. Au centre ponctuation junipéroïde sur une paroi tangentielle d'une cellule couchée, x 240.

Figure 23. — Coupe tangentielle non vidée, ponctuations junipéroïdes, x 450.

Figure 24. — Section tangentielle dans le bois final. Nombreuses ponctuations des trachéides, x 240.



Un Juniperoxylon de l'Éocène Inférieur

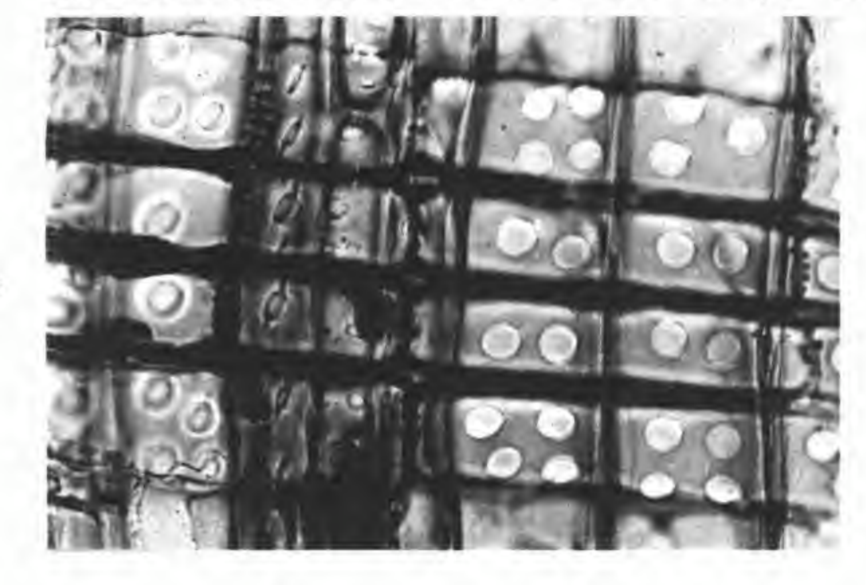


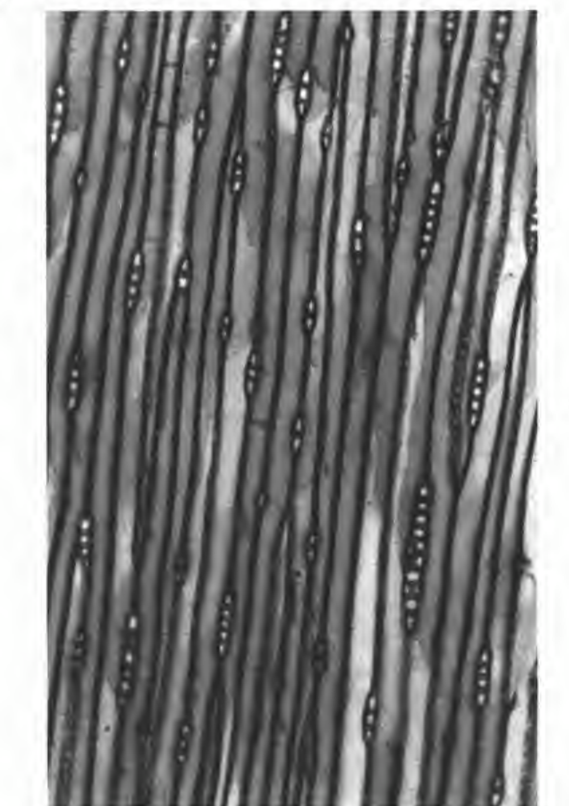
L. Le Charles Phot. Imp.

Photos L. GRAMBAST

Un Juniperoxylon de l'Éocène Inférieur

15





18

16





19

17



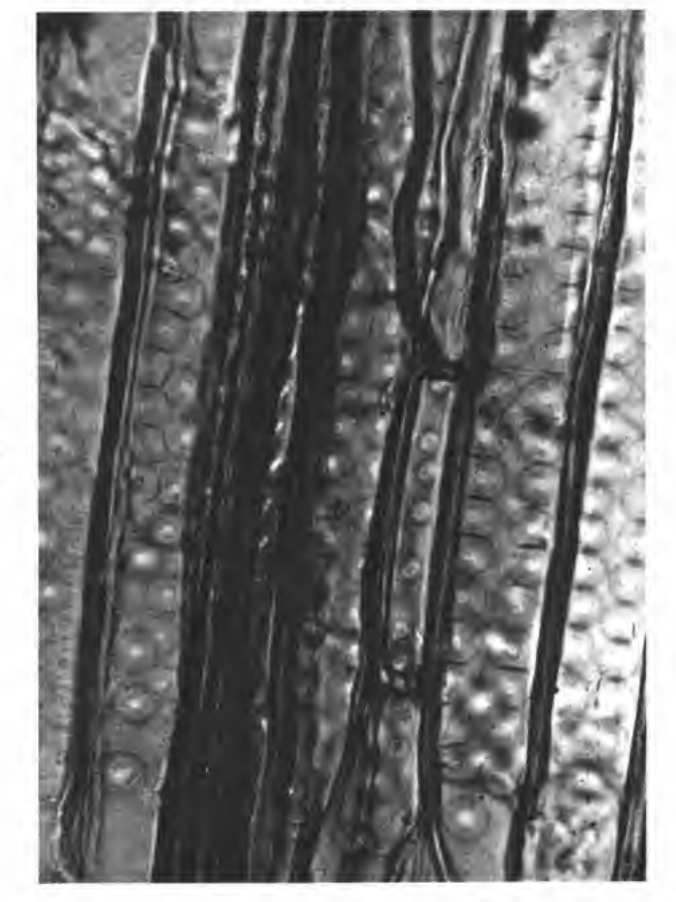
L. Le Charles Phot. Imp.

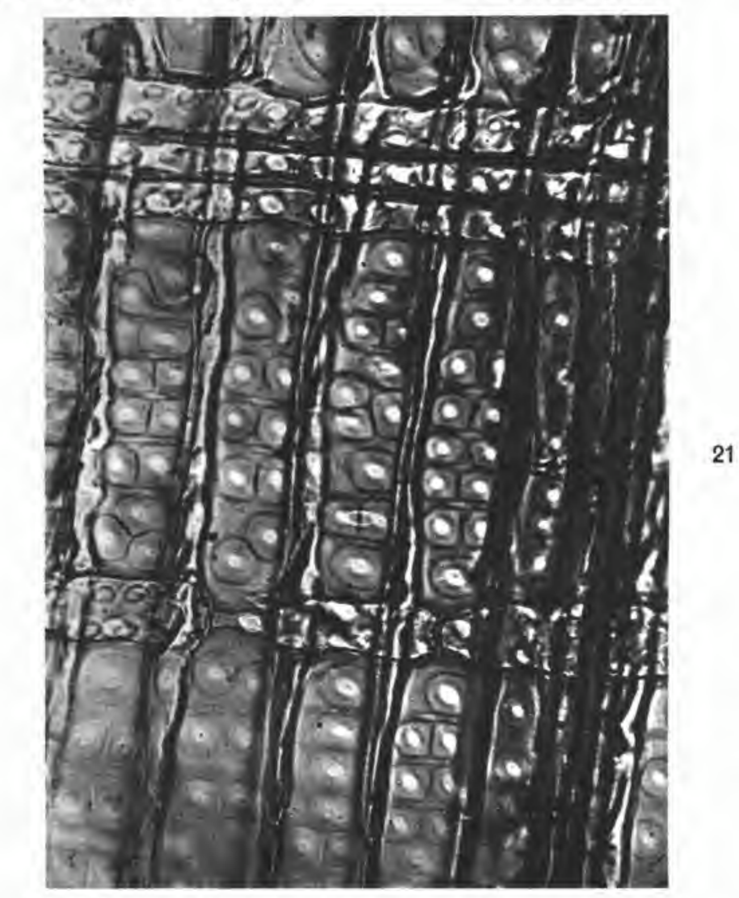
Photos L. GRAMBAST

Un Juniperoxylon de l'Éocène Inférieur



20

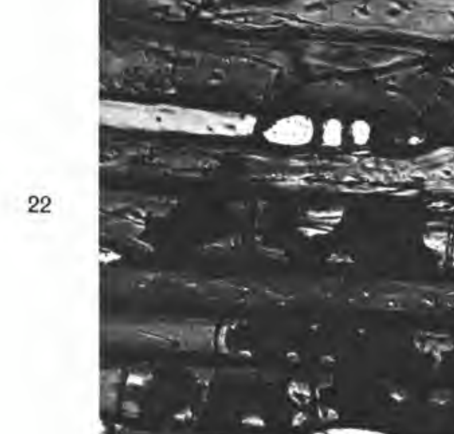




21

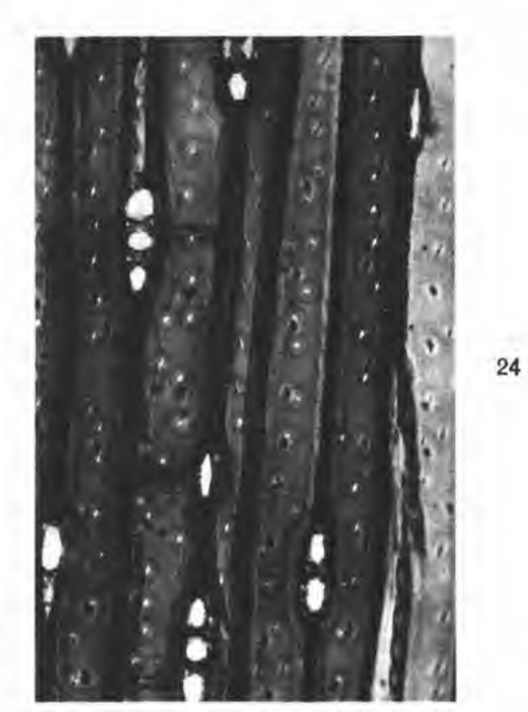
23

22









24

L. Le Charles Phot. Imp.

Photos L. GRAMBAST

Un Juniperoxylon de l'Éocène Inférieur

CINQ ESPÈCES DE NÉMATODES CHEZ UN ATÈLE

[***ATELES ATER*** (G. CUVIER 1823)]

MORT A LA MÉNAGERIE DU MUSÉUM

par Robert Ph. DOLLFUS et Alain CHABAUD

CINQ ESPÈCES DE NÉMATODES CHEZ UN ATÈLE

[***ATELES ATER*** (G. CUVIER 1823)]

MORT A LA MÉNAGERIE DU MUSÉUM

par ROBERT PH. DOLLFUS et ALAIN G. CHABAUD

Cinq espèces de Nématodes ont été récoltées à l'autopsie d'un Atèle (1) mort à la Ménagerie du Museum, à Paris (15.2.1952). Nous les étudions brièvement pour chercher à préciser certains éléments morphologiques mal connus, et nous insistons un peu plus longuement sur une très intéressante espèce : *Buckleyenterobius atelis* (T. W. M. Cameron 1929) dont la structure céphalique confirme de façon très précise les idées de L. DE CONINCK sur les phénomènes de symétrie chez les Nématodes.

Buckleyenterobius atelis (T. W. M. Cameron 1929).

Plusieurs centaines d'individus des deux sexes ont été recueillis dans l'intestin. La description originale de CAMERON définit bien l'espèce et nos mensurations coïncident étroitement avec celles qui sont déjà données, mais nous désirons insister sur quelques éléments, d'une part pour comparer la structure céphalique avec celle des formes voisines, et, d'autre part, pour préciser les rapports avec une forme décrite par H. A. KREIS chez un *Ateles.*

1. – Structure céphalique dans le genre *Buckleyenterobius.*

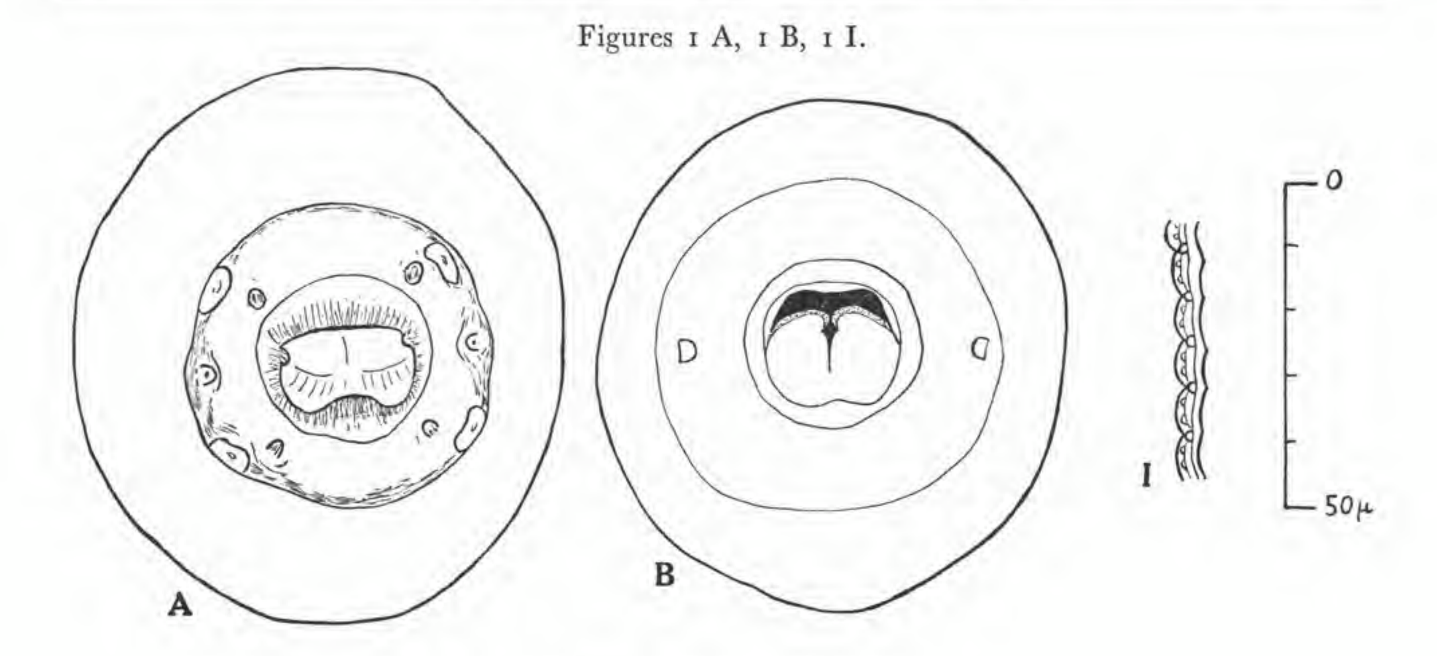
BUCKLEY (1931) a attiré l'attention sur le dimorphisme sexuel céphalique des helminthes de ce groupe. Dans notre espèce, le dimorphisme est léger, mais cependant bien perceptible (fig. 1).

La bouche est limitée par une lèvre dorsale à bord légèrement concave et une lèvre ventrale, un peu plus petite, à bord libre légèrement convexe. Il existe un cycle externe de huit papilles céphaliques : deux grosses paires latéro-médianes et deux très petites paires médio-médianes antérieures aux précédentes; les amphides, remarquables par leur forme cylindrique, se dressent antérieurement au même niveau que les papilles latéro-médianes (fig. 1, A, C, D).

La cavité buccale est limitée par un épaississement chitinoïde qui recouvre chacun des

(1) Il s'agissait d'un ♂, que le Museum de Paris avait reçu le 5-10-1950 du Zoo de Vincennes, qui l'avait acheté au Zoo de Wassenaar (Pays-Bas). Le lieu de capture est inconnu, on peut supposer la Guyane, l'Amérique centrale ou le nord de l'Amérique du Sud.

Figures I A, I B, I I.



Figures I C, D, E, F, G, H.

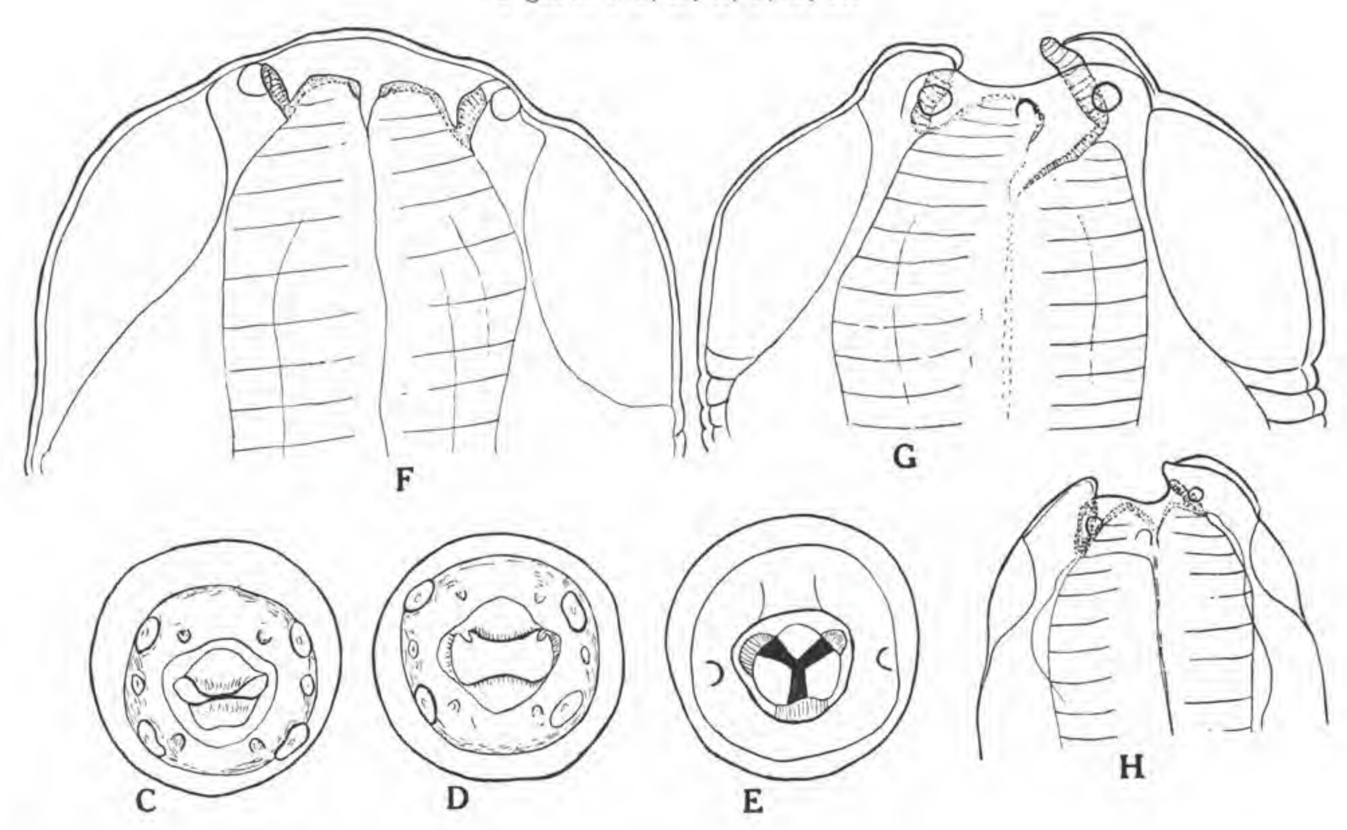


Fig. I. *Buckleyenterobius atelis* (T. W. M. CAMERON, 1929).

A. Femelle; tête en vue apicale superficielle.
B. Femelle; tête en vue apicale profonde.
C. Mâle; tête en vue apicale superficielle; bouche fermée.
D. Mâle; tête en vue apicale superficielle; bouche ouverte.
E. Mâle; tête en vue apicale profonde.
F. Femelle; tête en vue ventrale.
G. Femelle; tête en vue latérale gauche.
H. Mâle; tête en vue latérale gauche.
I. Détail de la cuticule.

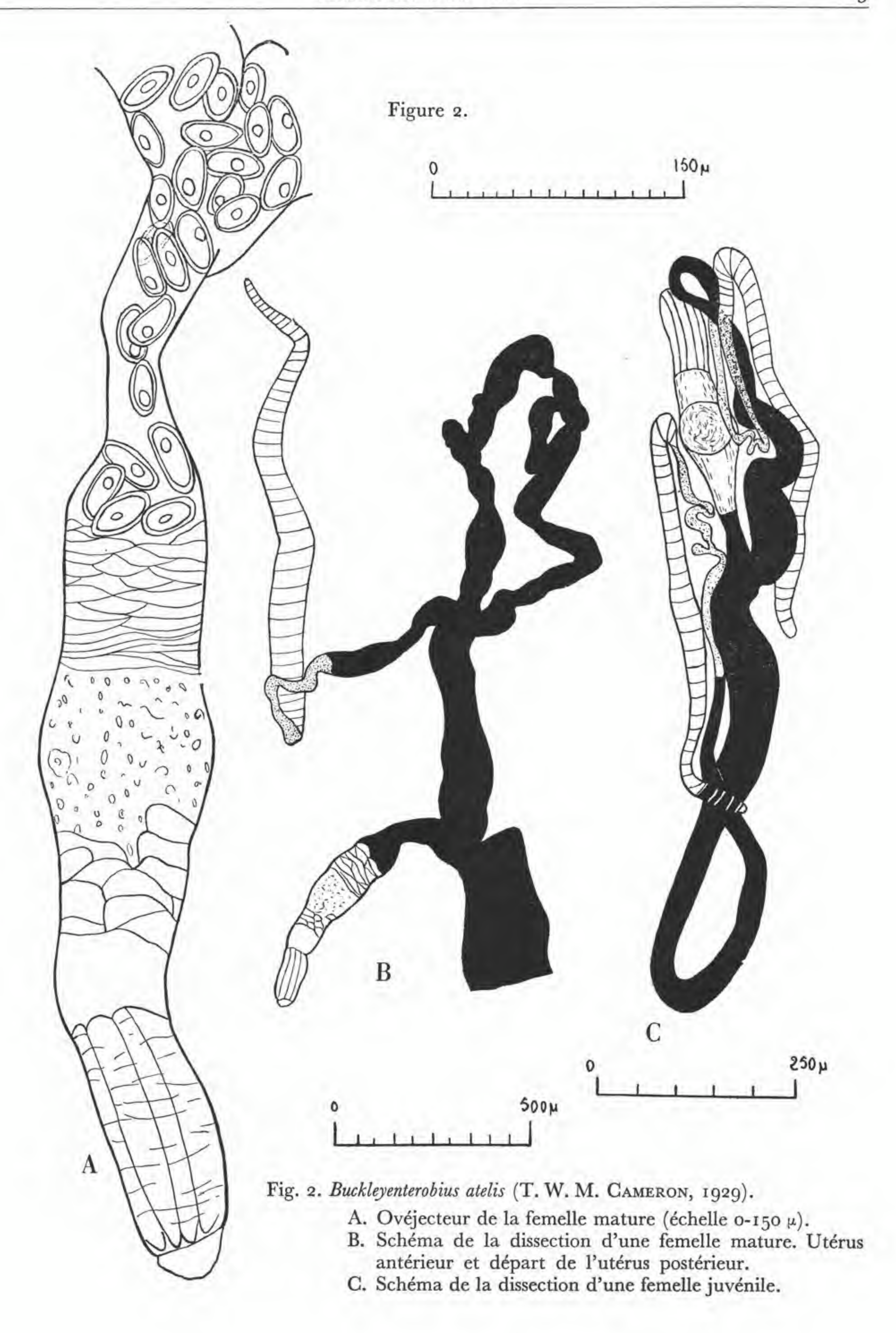


Fig. 2. *Buckleyenterobius atelis* (T. W. M. CAMERON, 1929).

A. Ovéjecteur de la femelle mature (échelle 0-150 μ).
B. Schéma de la dissection d'une femelle mature. Utérus antérieur et départ de l'utérus postérieur.
C. Schéma de la dissection d'une femelle juvénile.

lobes œsophagiens et la face interne des lèvres (fig. 1, F, G, H). La portion labiale est très épaisse et forme trois bourrelets chitinoïdes finement striés; la portion œsophagienne est mince. La paroi dorsale est formée d'une seule pièce; la paroi ventrale est formée d'une seule pièce dans la portion labiale, car les lèvres latéro-ventrales sont fusionnées, mais les deux lobes œsophagiens ventraux restent distincts et la paroi chitinoïde ventrale qui les recouvre, se divise à leur niveau en deux parties.

Le dimorphisme sexuel porte sur le développement respectif des lobes œsophagiens. Chez la femelle, les deux lobes ventraux sont très largement hypertrophiés et forment, presque à eux seuls, le plancher de la cavité buccale (fig. 1 B), le lobe dorsal est déporté dorsalement, la paroi chitinoïde dorsale atteint le lobe œsophagien à son sommet et ne recouvre plus que son versant axial. En vue apicale la lumière œsophagienne est donc très franchement dorsale. Chez le mâle, les deux lobes ventraux sont hypertrophiés, mais le lobe dorsal n'est pas déporté dorsalement si bien que la paroi chitinoïde dorsale de la cavité buccale revêt successivement la face interne de la lèvre dorsale, le versant externe, puis le versant interne du lobe œsophagien. En vue apicale, la lumière œsophagienne reste sensiblement axiale (fig. 1 E).

La comparaison des structures céphaliques des espèces rassemblées par SANDOSHAM (1950) dans le genre *Buckleyenterobius* (1) est intéressante, car elle paraît montrer tous les intermédiaires entre les formes primitives à symétrie d'ordre 3 et les formes spécialisées, qui revêtent une structure de plus en plus asymétrique, pour aboutir finalement à une symétrie nouvelle d'ordre 2, ce qui confirme de façon remarquablement précise les théories de L. DE CONINCK.

- Bouche à trois lèvres et à trois lobes œsophagiens.
    - 1er groupe : *B. dentata* SANDOSHAM 1950, mâle et femelle.
- Bouche à deux lèvres ou à lèvres atrophiées.
    - Trois lobes œsophagiens symétriques.
        - 2e groupe : *B. duplicidens* (BUCKLEY 1931), mâle.
    - Trois lobes œsophagiens asymétriques.
        - 3e groupe : *B. lagothricis* (BUCKLEY 1931), mâle. *B. atelis* (CAMERON 1929), mâle.
    - Deux lobes œsophagiens à symétrie bilatérale incomplète, avec dents œsophagiennes au sommet des lobes.
        - 4e groupe : *B. atelis* femelle.
    - Deux lobes œsophagiens à symétrie bilatérale complète, et apparition de dents axiales, sur le versant externe des lobes.
        - Une dent sur chaque lobe.
            - 5e groupe : *B. lagothricis* femelle.
        - Deux dents sur chaque lobe.
            - 6e groupe : *B. duplicidens*, femelle.

2. Rapports de *B. atelis* et de *Oxyuronema atelephora* H. A. KREIS 1932.

H. A. KREIS (1932) a décrit, chez *Ateles geoffroyi*, un oxyure *Oxyuronema atelephora*, qu'il a pris pour type d'un genre nouveau. Nous sommes surpris des analogies qui existent entre cette description et notre matériel et nous avons l'impression que les nombreux éléments qui sont donnés pour la diagnose reposent plus sur des différences d'interprétation que sur des

(1) Le genre *Odontorobius* SKRJABIN et SCHIKHOBALOVA, 1951, tombe en synonymie. Il est intéressant de voir combien *Enterobius lemuris* J. G. BAER 1935 est proche, bien que le haut de l'œsophage ne soit pas chitinisé.

différences de structure; c'est pourquoi nous croyons qu'il est utile d'analyser séparément les caractères proposés par KREIS.

a) *Tête du spicule* (fig. 3 A, B). On sait que cette formation est très différente du corps (cf. SANDOSHAM 1950); elle est plus transparente et peut apparaître moins facilement. KREIS décrit un spicule simple, mais en regardant attentivement la figure 17 donnée par cet auteur,

Figure 3.

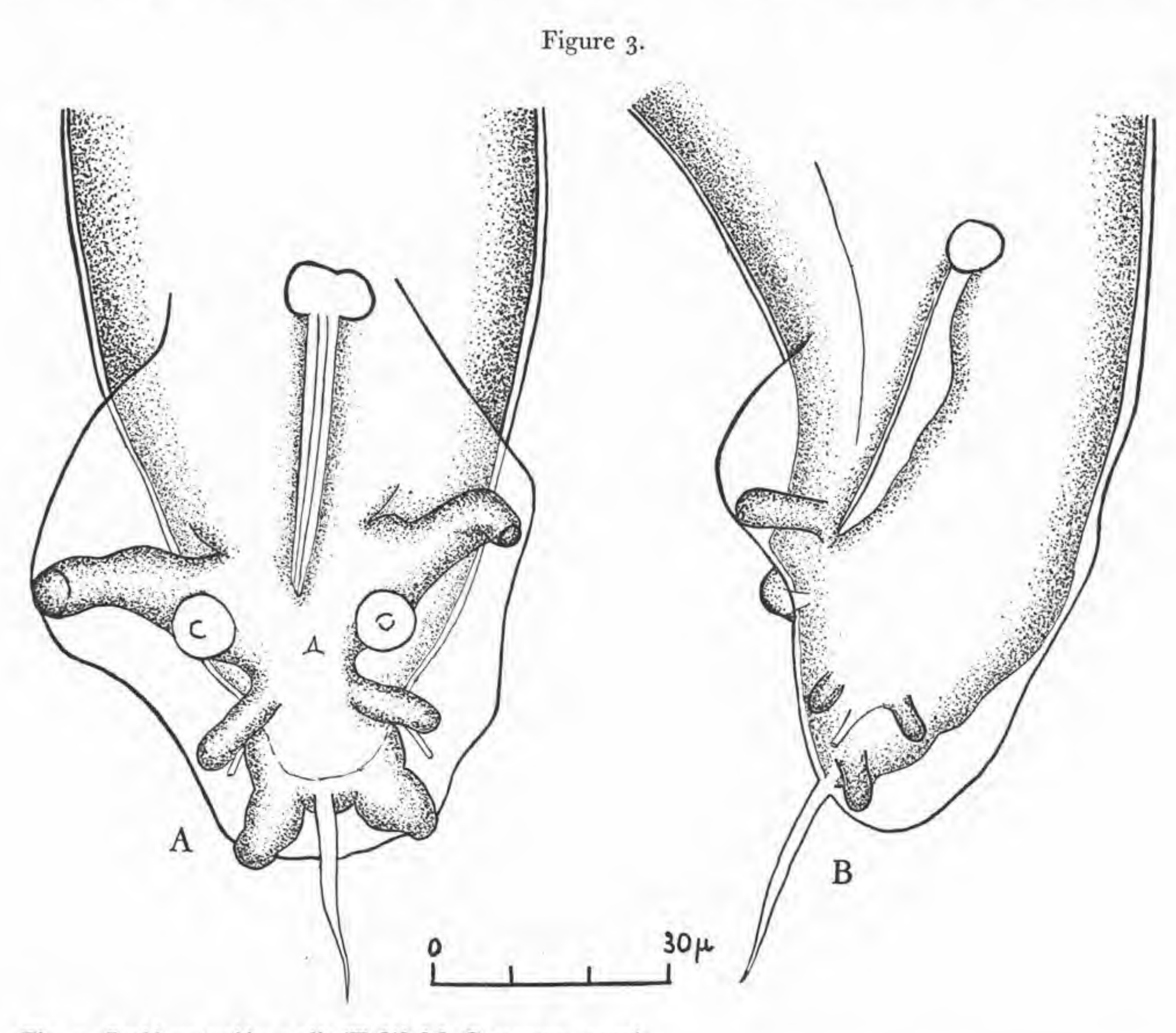


Fig. 3. *Buckleyenterobius atelis* (T. W. M. CAMERON, 1929).
A. Extrémité postérieure du mâle; vue ventrale.
B. Extrémité postérieure du mâle; vue latérale. (La paire de papilles située dorsalement par rapport aux phasmides n'apparaît pas en vue ventrale.)

on voit un cercle entourant la partie proximale du spicule qui paraît correspondre parfaitement à la tête.

b) « *harpons* » *céphaliques*. KREIS insiste longuement sur l'existence de trois « spears » dans l'œsophage, qui seraient mobiles. Notre matériel possède trois baguettes œsophagiennes qui correspondent très bien à la description de KREIS, mais ces formations sont banales et se rencontrent chez d'autres oxyures.

c) *Vue apicale.* On ne peut s'appuyer sur la vue apicale (fig. 4) pour faire une diagnose, car il s'agit en réalité d'une vue œsophagienne. En outre ce dessin paraît avoir été pris sur une grosse femelle, et nous verrons plus bas qu'il s'agit probablement d'une autre espèce.

d) « *muscles labiaux* ». Les figures 3 et 13 montrent que les formations interprétées par Kreis comme « muscles labiaux » sont identiques à celles qui sont interprétées par les autres auteurs et par nous-mêmes comme des renforcements chitinoïdes de la cavité buccale.

e) *cuticule.* Lorsque l'animal n'est pas fixé en parfaite extension, la cuticule se soulève et présente une ornementation complexe (fig. 1 I); cette structure apparaît également sur le bord ventral, concave, de l'extrémité postérieure du mâle. Les trois, cinq ou même sept assises cuticulaires décrites par Kreis ne paraissent donc pas suffire à séparer les espèces.

f) *monodelphie.* L'espèce de Kreis est décrite comme monodelphe. Dans notre matériel, les deux utérus sont inégaux; la réduction relative de l'utérus antérieur, perceptible sur les specimens juvéniles (fig. 2 c), s'accentue chez les specimens mûrs. Dans ce cas (fig. 2 b), l'utérus postérieur devient un très gros sac occupant la portion rétrovaginale du corps, alors que l'utérus antérieur est réduit à un simple tube n'excédant pas 150 μ de large et 3 mm de long. En revanche, les deux ovaires et les deux oviductes restent de tailles subégales. Malgré la réduction de l'utérus antérieur nos specimens sont donc bien didelphes, et nous trouvons ici pour la première fois une différence valable entre nos specimens et la description de Kreis.

Cependant, Sandosham (1950) s'est étonné des différences considérables qui existent entre les femelles juvéniles et les femelles gravides décrites par Kreis; l'œsophage, en particulier, est d'un type très différent et Sandosham pense que Kreis a eu affaire à deux espèces distinctes. Il est donc très possible que l'appareil génital ait été étudié par Kreis sur les grosses femelles et que les petites femelles soient didelphes et correspondent à notre matériel.

En conclusion, la révision du matériel étudié par Kreis nous paraît indispensable. Ou bien tous les specimens appartiennent bien à la même espèce (ce qui est peu probable) et sont monodelphes; la monodelphie serait alors le seul élément susceptible de séparer les genres *Oxyuronema* et *Buckleyenterobius;* ou bien, si l'hypothèse de Sandosham est exacte, et si les femelles de petite taille sont didelphes, nous croyons qu'il est indispensable de les assimiler à *B. atelis*. *Oxyuronema atelephora* (*pro parte*) désignerait alors les grandes femelles monodelphes.

Necator americanus (Ch. W. Stiles 1902).

Une femelle récoltée dans le duodénum présente les caractères suivants : longueur 9 mm; largeur maxima 370 μ; œsophage long de 760 μ; milieu de l'anneau nerveux à 400 μ de l'extrémité antérieure; pore excréteur et diérides au même niveau, à 430 μ de l'apex; vulve à 30 mm de l'apex. Les œufs incomplètement formés ne sont pas mesurables. Queue longue de 160 μ, avec phasmides symétriques de chaque côté de la pointe (fig. 4 f). Cuticule épaisse à stries transversales espacées de 6 μ.

L'extrémité céphalique (fig. 4 a, b, c, d) correspond exactement à la description du *N. americanus* donnée par Ackert et Payne (1923). Les lancettes latérales, dessinées en vue ventro-latérale, après un fort éclaircissement (fig. 4 e), sont longues de 60 μ, ce qui permet d'éliminer le *N. suillus*, Ackert et Payne 1922.

Figure 4.

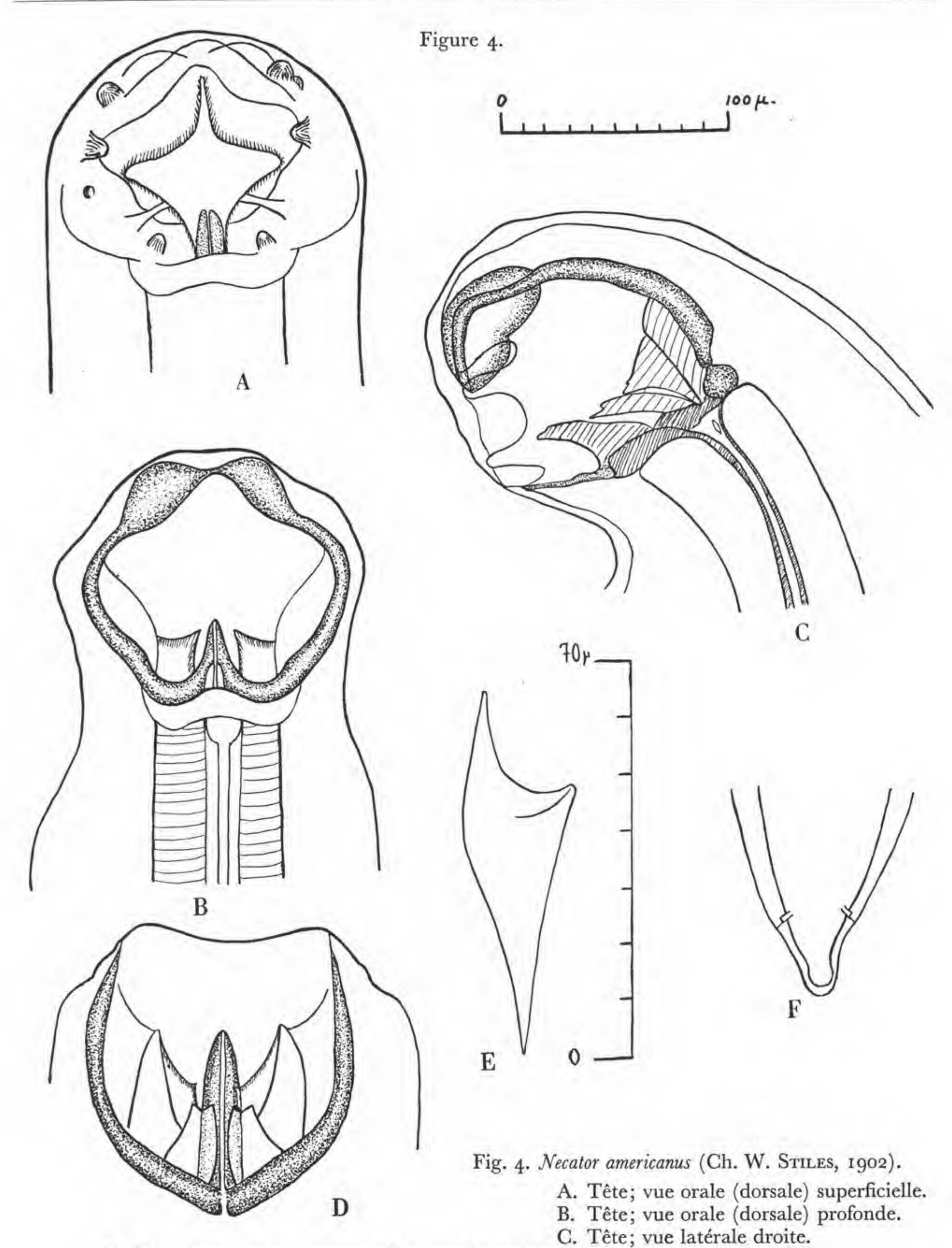


Fig. 4. *Necator americanus* (Ch. W. Stiles, 1902).

A. Tête; vue orale (dorsale) superficielle.
B. Tête; vue orale (dorsale) profonde.
C. Tête; vue latérale droite.
D. Tête; vue par transparence à travers la voûte ventrale de la cavité buccale.
E. Lancette latérale; vue ventro-latérale.
F. Pointe caudale et phasmides. (Toutes les figures sont à l'échelle 0-100 µ sauf E qui est à l'échelle 0-70 µ.)

En conclusion, l'étude morphologique de cette femelle, n'apporte aucun élément qui permette de la différencier du *Necator americanus*, mais permet au contraire de la séparer des autres espèces de *Necator* décrites chez les primates ou chez le porc. Nous proposons donc la détermination de *N. americanus* (Ch. W. STILES 1902).

L'extrémité céphalique a été figurée en détail (fig. 4) pour le cas où des recherches ultérieures, basées sur l'étude de mâles récoltés chez des singes américains, montreraient l'existence, chez ces animaux, d'une nouvelle espèce, distincte du *N. americanus*.

La présence du *N. americanus* est connue depuis longtemps chez les singes africains, mais la seule référence que nous ayions concernant les singes américains est celle de J. J. C. BUCKLEY (1931, p. 133) qui signale, sans description, la présence d'un unique *Necator* chez *Lagothrix humboldtii* GEOFFROY, mort au Zoolog. Garden de Londres, environ un mois après y être arrivé.

Protospirura muricola (GEDOELST 1916).

Une femelle juvénile, récoltée dans l'estomac, présente les caractères suivants : longueur : 36 mm; largeur : 600 μ; œsophage total long de 6,2 mm; anneau nerveux, diérides et pore excréteur respectivement à 410 μ, 360 μ et 560 μ de l'apex; vulve située à 20 mm de l'extrémité antérieure; queue longue de 400 μ.

Notre exemplaire correspond parfaitement bien par sa structure et par ses dimensions aux exemplaires décrits par A. D. FOSTER et C. M. JOHNSON (1939) chez différents primates américains.

La spécificité parasitaire des helminthes de ce groupe paraît assez faible. *Mastophorus muris* (GMELIN 1790), par exemple, a été signalé chez des hôtes très variés. Il est cependant curieux de trouver un nématode parasite de *Muridae* chez des Primates, et, à défaut de transmission expérimentale, il serait peut-être utile de comparer attentivement des lots importants, récoltés chez ces différents hôtes. N'ayant pas un tel matériel à notre disposition, nous adopterons ici la détermination proposée par FOSTER et JOHNSON.

Abbreviata caucasica (LINSTOW 1902).

Les Physaloptères ont fait l'objet de plusieurs révisions, depuis celles de ORTLEPP (1922 et 1937) et de SCHULZ (1927); la plus récente est celle de B. B. MORGAN (1947). Ce dernier (p. 286-290) mentionne, chez les Primates, 3 espèces de *Physaloptera* et 3 espèces d'*Abbreviata :*

P. cebi (ORTLEPP 1923), de *Cebus fatuellus* (L.), d'Amérique du Sud (3 uteri; spicules subégaux).

P. dilatata (RUD. 1819) (= *P. multiuteri* CANAVAN 1929) de divers *Cebidae, Lasiopygidae, Callitrichidae*, du Brésil, de Panama, du Pérou (12 à 15 uteri; spicules inégaux).

P. tumefaciens (A. HENRY et G. BLANC 1912), de *Macacus fascicularis* (Raffles) et *Macacus cynomolgus* (L.), de l'Inde (4 uteri; spicules un peu inégaux).

A. caucasica (LINSTOW 1902) [= *A. mordens* (LEIPER 1908)] de *Homo*, *Papio hamadryas* (L.), *Macacus sylvanus* (L.), du Caucase, d'Afrique, en particulier d'Uganda, du N.-E. africain

et d'Arabie. La larve correspondant à l'espèce a été décrite récemment par l'un de nous chez un Coléoptère Ténébrionide du Maroc (4 uteri; spicules très inégaux).

A. poecilometra (1) SANDGROUND 1936, de *Cercopithecus mitis kibonotensis* LÖNNBERG, du Kenya (10 à 15 uteri; spicules inégaux).

A. multipapillata KREIS 1940, de *Papio hamadryas* (L.), KIWEZI (Afrique orientale allemande) (9 à 13 uteri; spicules très inégaux).

A cette liste, il faut ajouter :

P. lagothricis KREIS 1945, de *Lagothrix* sp. du Pérou qui se différencierait de *tumefaciens* par sa taille plus grande et par de faibles détails cuticulaires.

Figures 5 A, 5 B.

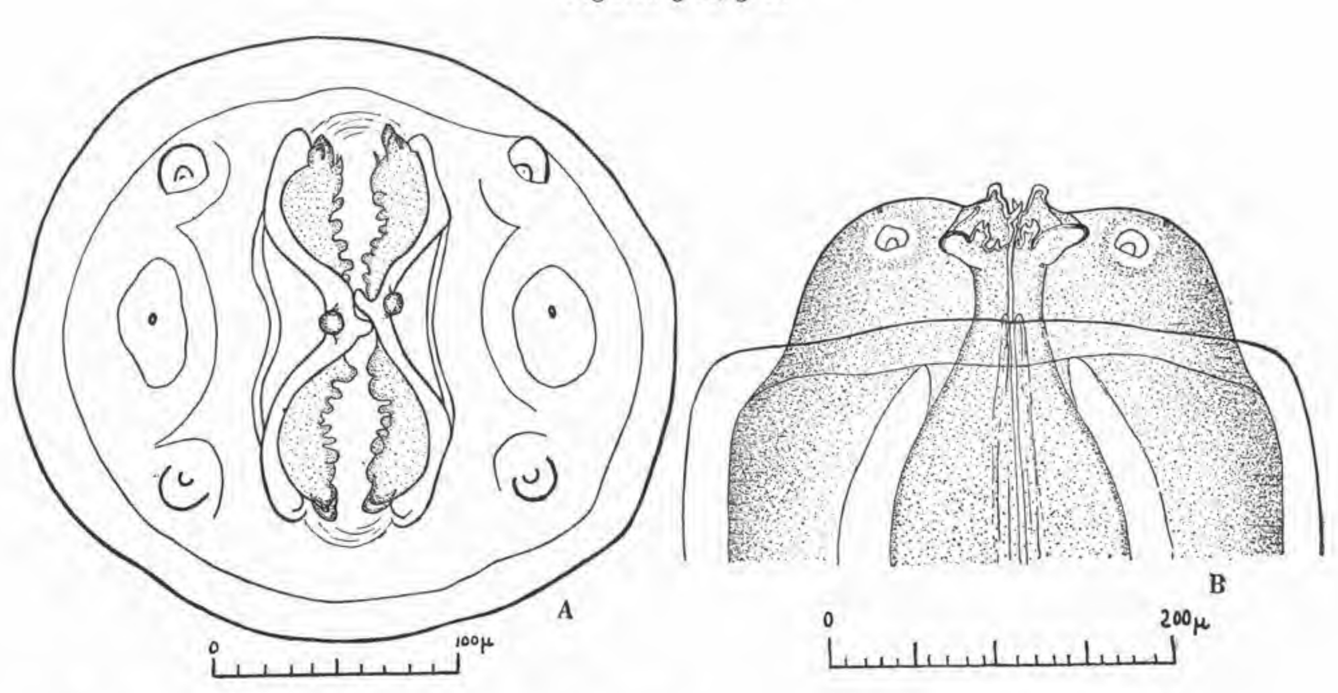


Fig. 5. *Abbreviata caucasica* (O. VON LINST. 1902). Mâle.
A. Tête; vue apicale.
B. Tête; vue médiane.

P. singhi C. C. KUNG 1948, supposé provenir d'un Primate indéterminé d'Amérique du Sud (4 uteri; spicules inégaux).

En ce qui concerne le *Physaloptera* signalé chez *Pseudocebus azarae* RENGGER, de la région de Pantanal (Brésil) par TRAVASSOS, PINTO et MUNIZ (1927, p. 254), nous n'en avons pas trouvé la description.

A notre connaissance, la seule espèce de Physaloptère décrite d'*Ateles ater* est *P. multiuteri* CANAVAN (1929, p. 90-91, 102, pl. V, fig. 15-21), de l'œsophage et de l'estomac d'un individu mort au Jardin Zoologique de Philadelphie; la localité d'origine n'est pas connue exactement, aussi CANAVAN indique-t-il la distribution de l'hôte « Panama to Peru ». D'après

(1) « *poicilometra* » est probablement une erreur typographique.

la description originale, le spicule droit doit mesurer 0,41 mm et le gauche 0,67 mm; il y a 13 à 14 uteri. Actuellement, *multiuteri* est considéré comme un synonyme de *dilatata* (Cf. B. B. MORGAN, 1947, p. 286).

En ce qui concerne notre matériel (nombreux specimens des deux sexes récoltés dans l'estomac), nous n'hésitons pas à faire l'assimilation avec l'*A. caucasica,* car il correspond bien à la description donnée par ORTLEPP (1922) pour *P. mordens* (synonyme de *caucasica*). Nos exemplaires ont des dimensions moyennes (mâles longs de 35 à 38 mm; femelles longues de

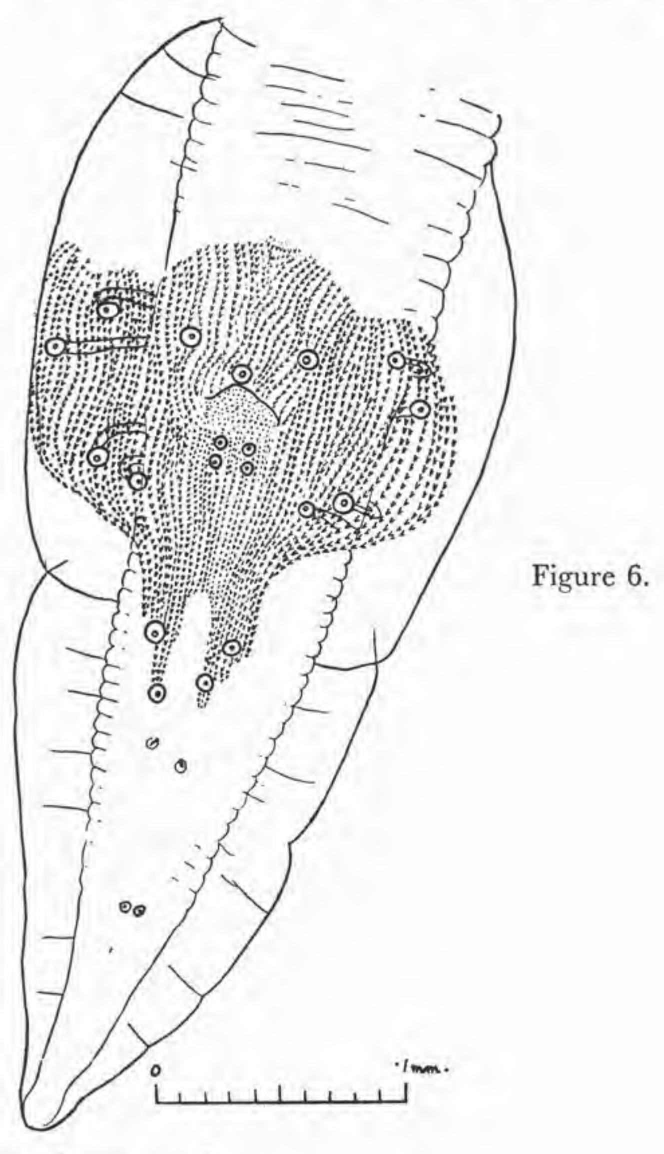


Fig. 6. *Abbreviata caucasica* (O. VON LINST. 1902).
Extrémité postérieure du mâle; vue ventrale.

45 à 62 mm). Chez une femelle longue de 45 mm, la vulve est à 10 mm de l'extrémité antérieure; l'ovéjecteur (supposé rectiligne) est long de 9 mm; il reçoit 2 branches utérines qui se divisent bientôt chacune en 2; il y a toujours 4 uteri. Chez un mâle long de 35 mm., le grand spicule mesure 5,2 mm et le petit spicule, peu chitinisé, environ 500 μ. Les diérides (1,22-1,38 mm de l'apex) et le pore excréteur (1,42-1,48 mm de l'apex) paraissent plus postérieurs que dans la description d'ORTLEPP, mais il n'y a aucune différence sensible dans l'extrémité céphalique (fig. 5, A, B) et dans la queue du mâle (fig. 6).

Dipetalonema caudispina (R. MOLIN 1858).

Cette espèce a été identifiée chez environ une quinzaine de Primates, dont deux espèces d'*Ateles*, mais jamais chez *A. ater* (G. CUVIER).

Nous avons eu à notre disposition 4 femelles, longues de 245 à 362 mm, et 1 mâle (1).

Figure 7.

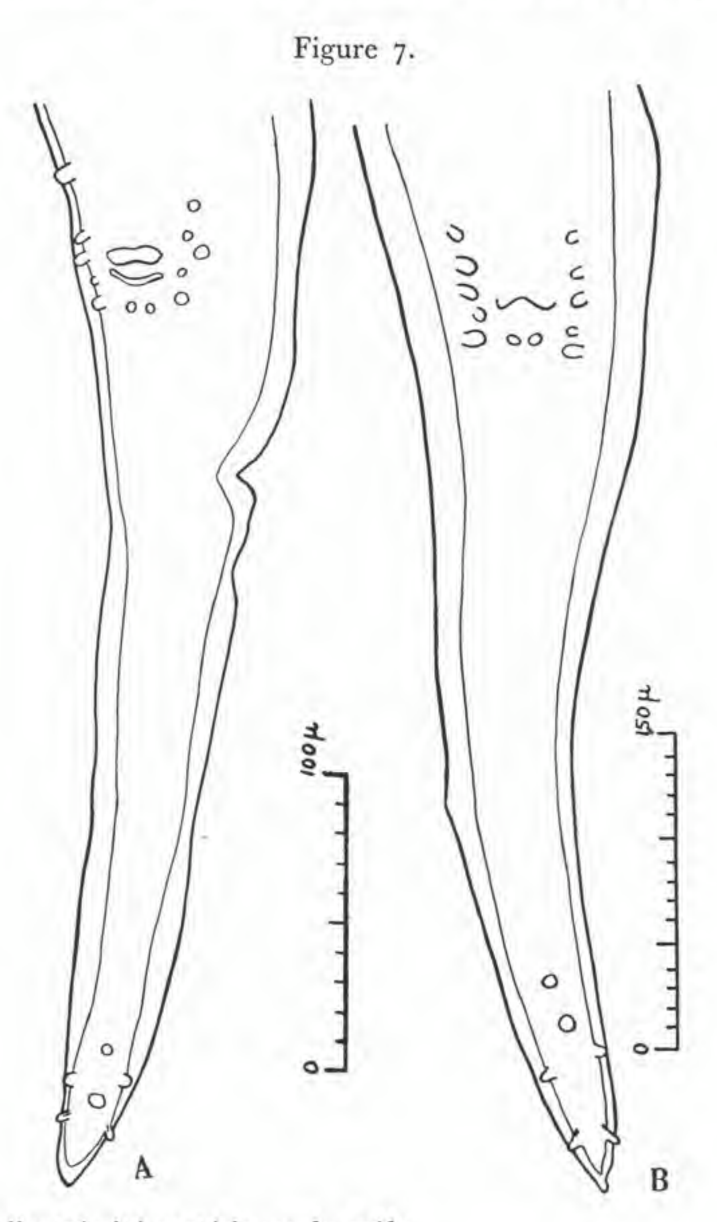


Fig. 7. Vue ventrale de l'extrémité postérieure du mâle.
A. *Dipetalonema gracile* (RUD. 1809) de *Cebus fatuellus* (L.).
B. *Dipetalonema caudispina* (MOLIN 1858) de *Ateles ater* (G. CUVIER).

Nos specimens doivent être rattachés à *D. caudispina* (MOLIN 1858), tel qu'il a été redécrit par FREITAS (1943), car le spicule gauche long de 1,05 mm est partagé vers son milieu en un manche long de 490 µ et une portion distale demi membraneuse longue de 560 µ.

Nous figurons la pointe caudale pour la comparer à celle d'un exemplaire de *D. gracile*

(1) Nous remercions notre collègue Jean-Louis DECERISY, qui a eu l'amabilité de prélever pour nous, dans la cavité générale, trois de ces spécimens.

(Rud. 1809), déterminé par C. Desportes, et récolté par P. Rode le 25-9-1939 dans le péritoine d'un *Cebus fatuellus* (L.) mort à la ménagerie du Museum à Paris. La surface ventrale est recouverte d'une cuticule qui présente des bandes transversales formées de très petits bâtonnets longitudinaux, mais cette ornementation n'a pas été figurée, car son aspect est identique dans les deux espèces. En dehors des éléments donnés par Freitas pour la diagnose des deux espèces, nous signalerons seulement le groupe postérieur de papilles génitales, car les deux papilles impaires sont plus antérieures chez *D. caudispina.*

RÉSUMÉ

Cinq espèces différentes de Nématodes ont été récoltées chez un *Ateles ater*. Nous apportons quelques compléments à leur étude morphologique.

1° *Buckleyenterobius atelis* (T. W. M. CAMERON 1929).

La structure céphalique est décrite en détail et comparée avec celle des autres espèces du genre. Les lèvres et les lobes formés par l'œsophage antérieur montrent une très curieuse orthogénèse, car on trouve tous les intermédiaires entre les formes primitives à symétrie d'ordre 3 et les formes spécialisées qui revêtent une structure de plus en plus asymétrique pour aboutir finalement à une symétrie nouvelle d'ordre 2. La marche du phénomène s'effectue d'avant en arrière ce qui confirme tout à fait les théories de L. DE CONINCK.

Nous cherchons ensuite à préciser les rapports entre cette espèce et l'*Oxyuronema atelephora* KREIS 1932. La révision de cette dernière paraît indispensable. Ou bien tous les specimens de KREIS appartiennent à une même espèce (ce qui est peu probable) et la monodelphie serait le seul élément susceptible de séparer les genres *Oxyuronema* et *Buckleyenterobius*, ou bien les femelles de petite taille sont didelphes et nous croyons qu'il faut les assimiler à *B. atelis*.

Le genre *Odontorobius* SKRJABIN et SCHIKHOBALOVA 1951, tombe en synonymie.

2° *Necator americanus* STILES 1902.

L'espèce, connue chez les singes africains, n'a été signalée qu'une fois, sans description, chez les singes américains. L'étude morphologique de l'unique femelle récoltée n'apporte aucun élément qui permette de la différencier de l'espèce humaine, mais permet au contraire de la séparer des autres espèces de *Necator*.

3° *Protospirura muricola* GEDOELST 1916.

Une femelle juvénile correspond aux exemplaires décrits par FOSTER et JOHNSON chez différents Primates américains.

4° *Abbreviata caucasica* (LINSTOW 1902).

Parmi les 8 espèces de Physaloptères connues chez les Primates, l'*A. caucasica* est la seule qui corresponde à notre matériel. La queue du mâle et l'extrémité céphalique sont figurées.

5° *Dipetalonema caudispina* (MOLIN 1858).

L'espèce est devenue facile à différencier de *gracile* grâce aux travaux de FREITAS. Nous figurons les queues des mâles des deux espèces pour préciser de nouveaux éléments de diagnose.

BIBLIOGRAPHIE

ACKERT (J. E.) et PAYNE (F. K.). — Investigations on the control of hookworm disease. XII. Studies on the occurence, distribution and morphology of *Necator*. *Amer. J. Trop. Med.*, III, 1923, p. 1-25, 2 pl.

BAER (J. G.). — Étude de quelques Helminthes de Lémuriens. *Rev. Suisse de Zool.*, XIII nº 8, 1935, p. 275-291, fig. 1-11.

BUCKLEY (J. J. C.). — On two new species of *Enterobius* from the Monkey *Lagothrix humboldtii.*, *J. Helm*, IX, 1931, p. 133-140, fig. 1-16.

CAMERON (T. W. M.). — The species of *Enterobius* Leach, in Primates. *J. Helm.*, VII, 1929, p. 161-182, fig. 1-28.

CANAVAN (W. P. N.). — Nematodes parasite of Vertebrates in the Philadelphia Zoological garden and vicinity. I. *Parasit.*, XXI, 1929, p. 63-102, pl. 4-7.

DE CONINCK (Lucien). — Les relations de symétrie régissant la distribution des organes sensibles antérieurs chez les Nématodes. *Annales Soc. Royale Zoologique de Belgique*, t. LXXXI, 1950, p. 25-32, fig. 1-3.

FOSTER (A. O.) et JOHNSON (C. M.). — A preliminary note on the identity, life-cycle, and pathogenicity of an important nematode parasite of captive monkeys. *Amer. J. Trop. Med.*, XIX, 1939, p. 265-277, 3 pl.

FREITAS (TEIXEIRA J. F.). — Estudos sobre nematodeos filarideos *Dipetalonema caudispina* (Molin, 1858). *Mem. Inst. Osw. Cruz*, XXXVIII, 1943, p. 361-372, fig. 1-2.

KREIS (H. A.). — A new pathogenic Nematode of the family Oxyuroidea, *Oxyuronema atelephora* n. g. n. sp. in the red-spider Monkey, *Ateles geoffroyi*. *J. Parasit.*, XVIII, 1932, p. 295-302, pl. 26-27.

KUNG (C. C.). — On some new species of Spirurids from terrestrial Vertebrates, with notes on *Habronema mansioni*, *Physaloptera paradoxa* and *Hartertia zuluensis*. *J. Helm.*, XXII, 1948, p. 141-164, fig. 1-40.

MORGAN (B. B.). — Host-Parasite relationships and geographical distribution of the *Physalopterinae* (*Nematoda*). *Trans. of the Wisconsin Acad. Sc. Arts and Letters*, XXXVIII, 1947, p. 273-292.

ORTLEPP (R. J.). — The Nematode genus *Physaloptera* Rud. *Proc. Zool. Soc. London*, 1922, p. 999-1107.

ORTLEPP (R. J.). — Some undescribed species of the Nematode genus *Physaloptera* together with a key to the sufficiently known forms. *Onders. J. Vet. Sc.*, IX, 1937, p. 71-84.

SANDOSHAM (A. A.). — On *Enterobius* (Linnaeus 1758) and some related species from Primates and Rodents. *J. Helm.*, XXIV, 1950, p. 171-204, fig. 1, 8 E.

SCHULZ (R. Ed.). — Die Familie *Physalopteridae* Leiper 1908 (Nematodes) und die Prinzipien ihrer Klassifikation. *Sammlung Helm. Arbeit. Pr. K. I. Skrjabin*, Moscou, 1927, p. 287-312, + 1 pl. (en russe; résumé en allemand).

SKRJABIN (K. I.) et SCHIKHOBALOVA (N. P.). — In Traité des Nematodes parasites par Skrjabin. II. Moscou, 1951, 631 pp., fig. 1-243.

TRAVASSOS (L.), PINTO (C.) et MUNIZ (J.). — Excursão scientifica ao estado de Matto grosso na zona do Pantanal (Margens dos Rios S. Lourenço e Cubaya) realisada em 1922. *Mem. Inst. Osw. Cruz.*, XX; 1927 (1928), p. 249-269, 17 pl.

RECHERCHES
ANATOMIQUES ET BIOLOGIQUES
SUR LES
SPHAEROPSIDALES - PHAEODIDYMAE
DES FUNGI IMPERFECTI

Par

CHARALAMBOS E. ZAMBETTAKIS

Ingénieur - Docteur,
Chargé de Recherches au C. N. R. S.

« Τῶν φυτῶν τάς διαφοράς καί τήν ἄλλην φύσιν ληπτέον κατά τε τά μέρη καί τά πάθη καί τάς γενέσεις καί τούς βίους »

Θεοφράστου, Φυτῶν Ἱστορία, Βιβλ. Α.

« Plantarum differentiæ atque omnis natura explicandæ sunt secundum partes, affectus et generationis vitæque modos. »

Theophrasti, Historia plantarum, L. A.

RECHERCHES ANATOMIQUES ET BIOLOGIQUES SUR LES SPHAEROPSIDALES - PHAEODIDYMAE DES FUNGI IMPERFECTI

SOMMAIRE

Le présent mémoire fait partie d'une thèse présentée le 20 avril 1953 à la Faculté des Sciences de l'Université de Paris, en vue d'obtenir le titre d'Ingénieur-Docteur.

Il nous est particulièrement agréable d'exprimer ici notre très respectueuse et profonde reconnaissance à M. le Professeur Roger HEIM, membre de l'Académie des Sciences, Directeur du Muséum d'Histoire Naturelle, non seulement pour son accueil si bienveillant, l'intérêt si grand qu'il nous a témoigné et ses précieux conseils qu'il nous a toujours prodigués durant les années pendant lesquelles nous avons poursuivi nos recherches au Laboratoire de Cryptogamie qu'il dirige, mais aussi pour son appui apporté à la publication de cet ouvrage, dans les *Archives du Muséum*.

Nous tenons à exprimer nos profonds remerciements au *Centre National de la Recherche Scientifique* auquel nous appartenons en qualité de chercheur, et qui a subventionné ce travail.

Nous présentons à MM. L. PLANTEFOL, G. MANGENOT et A. EICHHORN, professeurs à la Sorbonne et membres de notre jury, ainsi qu'à M. Cl. MOREAU docteur ès sciences, nos vifs remerciements pour l'aide qu'ils nous ont apportée.

Que nos collègues Mmes Mich. JACQUES-FÉLIX, Mir. MOREAU, Mar. LE GAL et Jac. NICOT trouvent aussi ici l'expression de notre gratitude.

INTRODUCTION

Il y a un siècle, en avril 1852, le mycologue français Roberge écrivait du parc de Lébisey à Desmazières, à propos d'une *Sphaeropsidaceae :* « Cette petite production habite ici de vieilles écorces de hêtre tantôt seule, tantôt en compagnie du *Sphaeria gattrina*, du *Peziza cinnabarina* et de cinq ou six autres petits êtres. Les sphérules sont très nombreuses et s'étendent sur des portions considérables du support... elles sont hémisphériques, brunâtres. Le nucleus se résout en sporules elliptiques, deux fois plus longues qu'épaisses, marquées d'une cloison transversale... » C'est ainsi que la première diagnose d'une Phaeodidymée a été donnée. Desmazières a classé cet échantillon dans le nouveau genre *Diplodia.*

Les années passant, d'autres auteurs ont discuté la nature de ce champignon, d'autres échantillons ont été récoltés confirmant ou non l'espèce type. Plusieurs noms ont été donnés sur différents échantillons pour la même espèce. Au contraire, pour d'autres espèces, le même nom était appliqué. Cela s'est produit pour des centaines d'autres *Phaeodidymae,* d'autres *Diplodia.*

On comprend donc que la systématique, se basant seulement sur la description d'un échantillon, peut souvent provoquer des erreurs et des confusions entre les espèces et les genres.

La morphologie seule et l'organographie ne suffisent pas à déterminer un être vivant, les facteurs extérieurs pouvant très souvent modifier son aspect normal et ses caractères. Pour les Champignons plus ou moins saprophytes qui doivent s'adapter à des milieux très différents (tant au point de vue consistance physique que chimique) et qui sont soumis à des conditions extérieures variables, le polymorphisme exigé pour cette adaptation est grand. C'est pourquoi ce groupe de Champignons imparfaits devait être soumis, comme plusieurs auteurs l'ont déjà souligné, à une révision d'ensemble qui permettrait, après une étude approfondie des caractères physiologiques et morphologiques, d'aboutir à une classification moins arbitraire, et d'établir les synonymies.

S'il est indispensable d'avoir recours à l'examen des échantillons des espèces-types pour établir leur place dans la systématique, il est aussi indispensable de suivre la vie de ces organismes au laboratoire. L'étude des aspects variés des cultures dans différentes conditions et milieux, permet de connaître la variabilité des souches, le comportement de ces champignons vis-à-vis de leurs hôtes connus ou probables et c'est par l'étude des caractères biologiques, génétiques, cytologiques et écologiques que l'étude morphologique sera complétée et aidera à l'établissement de la synonymie des espèces jadis considérées comme différentes, en raison des fructifications ou du support.

Les échantillons types que nous avons pu consulter nous ont permis de revoir les espèces créées pendant un siècle à partir du moment où les *Phaeodidymae* ont été séparées des autres *Imperfecti.*

Au début de ce travail, l'historique de la création des genres, le nombre des espèces, la confusion de leur nomenclature sont exposés et démontrent la nécessité d'une révision complète de ce groupe, se basant sur des caractères valables.

La conception actuelle des genres *Diplodia*, *Botryodiplodia*, *Microdiplodia*, *Macrodiplodia*, *Placodiplodia*, ne se justifie pas même pour les espèces que ces genres contiennent, la confusion étant beaucoup plus grande pour d'autres genres, comme : *Didymosporis* Clem., *Sporocadus* Corda, *Diplodiopsis* P. Henn., *Zernya* Petr., *Holcomyces* Lind., *Pseudopatella* Speg., *Dothideodiplodia* Schulz., *Traversoa* Sacc., *Nematodiplodia* Sibil., etc.

Les techniques que nous avons utilisées tant pour l'obtention du matériel que pour son examen sont indiquées plus loin.

Après une brève description du matériel, nous entreprenons l'étude détaillée des caractères morphologiques des *Phaeodidymae*, les modalités du mycélium, de la pycnide et de la spore avec les comparaisons nécessaires entre les genres et les espèces critiques, et nous essayons de démontrer leur valeur systématique en tenant compte de la diversité et du polymorphisme des souches en culture.

Les caractères physiologiques et biologiques (caractères culturaux, modes de formation des organes des Champignons en culture) étudiés pendant plusieurs générations sur les hôtes et sur milieux nutritifs ainsi que leur comportement vis-à-vis des facteurs extérieurs nous ont permis de trouver les rapprochements ou les diversités des espèces.

La cytologie nous a montré les affinités entre les caractères de la cellule (noyau, cytoplasme et inclusions lipidiques) et nous avons pu en tirer des résultats très utiles à la systématique.

Nous examinons aussi les caractères génétiques et écologiques : habitat, adaptation, etc. pour confirmer les rapprochements ou les désaccords des caractères morphologiques.

Nous avons au cours de nos recherches étudié particulièrement la valeur du stroma, de la paroi des pycnides et de la présence des paraphyses. Les modes de formation du stroma, les pycnides isolées, groupées ou logées dans ce stroma, nous ont permis de nous baser sur ces caractères pour la systématique du groupe en tenant compte de l'ensemble des caractères spécifiques. Des essais en vue de l'obtention de la forme parfaite ont été envisagés.

En mettant en évidence les différences entre les genres nous avons noté les formes de transition. Le rapprochement et l'évolution de ces Champignons par rapport aux *Phaeosporae*, *Hyalosporae* et *Hyalodidymae* et le lien, *Macrophoma-Haplosporella*, *Sphaeropsis-Diplodia* a été examiné. Nous avons remarqué des espèces aberrantes. D'autre part, des espèces rapportées par le moyen d'une description incomplète à des *Phaeodidymae*, ont été classées, après révision de leurs caractères, dans des groupes différents.

Une clé de détermination des genres retenus, avec leurs synonymes, est déjà publiée dans les « *Annales de l'Institut Phytopathologique* » VII[e] année, fasc. 2, p. 112-165, 3 fig., Athènes, 1953.

Une description sommaire des espèces conservées, avec leurs synonymes, constituant la synthèse systématique de toutes nos recherches vient de paraître dans le « *Bulletin de la Société Mycologique de France* » tome LXX, fasc. 3, p. 219-350, 1954.

Une partie écologique qui sera publiée dans les « *Mémoires de la Société Botanique de France* » complètera nos recherches sur les *Sphaeropsidales-Phaeodidymae*, dont nous nous bornons ici à présenter la partie anatomique, cytologique, physiologique et biologique.

CHAPITRE PREMIER

HISTORIQUE

Dans le *Systema Mycologicum* de Fries (1) les Champignons *Pyrenomycetes* à fructifications lagéniformes (du grec λάγινος = cruche) sont groupés sous le nom de *Sphaeria*. La distinction entre périthèces (fructification ascosporée) et pycnides (fructification imparfaite), n'est pas encore établie. C'est donc sous le nom de *Sphaeria* que figure la description primitive de quelques espèces faisant l'objet de ce travail.

Dès 1837, CORDA (2) propose la création d'un genre nouveau *Sporocadus*, pour les Pyrénomycètes dont les spores uniseptées, au lieu d'être enfermées dans des asques, sont portées sur des « basides simples continues ». C'est le cas, par exemple, du *Sporocadus herbarum*, qui correspond à l'actuel *Diplodia herbarum* (CORDA), Lév..

La même année I. NEES et Henri BONN étendent aux espèces à spores pluriseptées le nom de *Sporocadus*. « Périthèce coriace immergé ou superficiel, plus tard perforé, ou s'ouvrant irrégulièrement. Basides simples, continues. Spores terminales, solitaires, portant des septa transversaux ».

HOOKER (3) en 1847, semble encore ignorer la distinction de CORDA puisqu'il décrit sous le nom de *Sphaeria arundinacea*, l'actuel *Diplodia arundinacea* (Hook.) Dur. et Mont. dont voici la description : « Spots minute, often purple-brown, punctiform, or subelliptic, rarely linear containing very few perithecia, with a single broad conical ostiolum. Sporidia oblong, slightly curved, uni-septate very different from *Sph. Zeae* Schwein as appears from an authentic specimen in Sir W. HOOKER's Herbarium ».

C'est en 1849 que FRIES utilisa pour la première fois le terme de *Diplodia* pour désigner des champignons à spores claviformes, uniseptées qu'il place dans la famille des *Apiosporinées* avec la plupart des espèces actuellement réunies dans les *Sphaeropsidales*. (4).

Dans ses « Fragments mycologiques » 1848, LÉVEILLÉ (5) reconnaît parmi les *Sphaeriacées :* des *Thécasporés* endothèques, ex. : *Peziza*, *Sphaeria*, etc., des *Clinosporés* ectoclinés, ex. : *Tubercularia*, etc. et des *Clinosporés* endoclinés, ex. : *Melasmia*, *Septoria*.

C'est à ce dernier groupe qu'il rapporte le genre *Diplodia* Fr. dont il précise la définition. C'est ainsi que décrivant le *Diplodia Zeae* (Schw.) Lév., il indique qu'il est constitué par des conceptacles assez rapprochés, globuleux ou ovoïdes, intramatriciels, recouverts par l'épiderme; les ostioles sont érumpantes; les spores de couleur foncée sont allongées, obtuses à une extrémité, aiguës à l'autre, droites ou courbées, munies d'une cloison médiane.

CESATI, en 1852, dépose sous le nom *Diplodia arachnoidea* (Herb. mycol. n° 1845) l'actuel *Chaetodiplodia arachnoidea* (Ces.) Sacc.

BERKELEY, en 1857 (6) désigne le genre *Diplodia* par la formation des asques sur la surface hyméniale, et des spores bicellulaires, qu'il met dans les *Sphaeronemés* (CORDA) section des *Coniomycetes*.

KICKX, en 1867 (7) précise la différence entre les périthèces vrais à spores endothèques

(du grec ἔνδον : dedans et θήκη = asque), c'est-à-dire renfermées dans des asques, et les formations qu'il nomme pycnides et dont il donne la définition suivante : « Organes reproducteurs supplémentaires, d'une structure plus simple que le périthèce, pouvant coexister avec celui-ci dans une même espèce : ils renferment des spores pédicellées ou subsessiles ».

FUCKEL en 1867 (8) oppose aux *Fungi Perfecti* (*Phycomycètes, Basidiomycètes, Ascomycètes*), les *Fungi Imperfecti* qui comportent les groupes suivants : *Hyphomycètes, Gymnomycètes, Uredinei, Phyllostictei, Sphaeropsidei, Cytisporacei, Dichaenacei, Perisporacei, Tremellinei, Mycelia Sterilia.* C'est parmi les *Sphaeropsidei*, auprès des *Pestalozziza, Hendersonia, Spaeropsis*, que prennent place les *Diplodia.*

Nous trouvons ainsi, une quinzaine de *Diplodia* qui figurent dans la « Famille des Champignons » de C. ROUMEGUÈRE.

En 1877, dans *Michelia* (9), puis en 1884 dans le *Sylloge Fungorum* (10), SACCARDO pose les bases de la classification actuellement la plus usitée. Il divise les *Fungi Imperfecti* en :

1. *Sphaeropsidées* à spores enfermées dans les pycnides.
2. *Mélanconiées* à sporophores réunis en acervules.
3. *Hyphomycètes* à sporophores libres ou réunis en corémiums.

Parmi les Sphaeropsidées, il distingue :

A) *Sphaerioidées :* Perithèces à texture membranacée, carbonacée ou subcoriace (jamais charnue ou de couleur claire) globuleux, coniques ou en forme de lentilles, superficiels à demi ou entièrement intramatriciels.

B) *Nectrioidées :* Périthèces et stroma (s'il en existe) charnus à gras, de couleur vive (blanchâtres, rouges, jaunes), globuleux, rarement velus ou cupuliformes; Spores variées, toujours hyalines, pour la plupart formes métagénétiques des *Hypocréales.*

C) *Leptostromataceae :* Périthèces plus ou moins à moitié distincts, en forme de soucoupes, astomes, ou avec ostiole, velus ou crevassés, membraneux carbonacés, noirs érompants à superficiels.

D) *Excipulaceae :* Périthèces cupuliformes ou en forme de plats, avec ou sans poils; au début sous-sphaeroïdes mais bientôt découverts membraneux ou carbonacés noirs, érompants ou superficiels.

Les caractères de coloration et le cloisonnement des spores permettent de reconnaître dans les *Sphaeropsidées-sphaerioidées*, les sections :

a) *Hyalosporées* à spores globuleuses, ovoïdes ou oblongues, continues, hyalines.

b) *Phaeosporées* à spores globuleuses, ovoïdes ou oblongues, continues, olivacées ou fuligineuses.

c) *Hyalodidymées* à spores ellipsoïdes, ovoïdes ou oblongues, uniseptées, hyalines ou à peine colorées.

d) *Phaeodidymées* à spores ellipsoïdes, ovoïdes ou oblongues, uniseptées, olivacées ou fuligineuses.

e) *Phraegmosporées* : I. *Phoeophragmiées* à spores fuligineuses ou olivacées, pluriseptées.
II. *Hyalophragmiées* à spores hyalines ou subolivacées, pluriseptées.

f) *Dictyosporées* à spores ovoïdes ou allongées muriformes.

g) *Scolecosporées* à spores allongées ou fusiformes unicellulaires ou cloisonnées, hyalines ou verdâtres.

C'est cette classification qui est adoptée par ZOPF 1890, LINDAW 1900 (11), ALLESCHER 1901 (12), MIGULA 1921 (13) et CLEMENTS 1901 (14).

Le présent travail a pour objet les *Sphaeropsidées-Sphaerioidées-Phaeodidymées*, ou dans la terminologie actuelle : *Sphaeropsidales-Sphaerioidaceae-Phaeodidymae.*

A ce groupe appartiennent les genres suivants que nous classons par ordre chronologique de création :

Sporocadus Corda 1837 (15). Périthèces coriaces immergés à superficiels, s'ouvrant en perforant l'épiderme irrégulièrement. Basides simples, continues. Spores terminales, solitaires à septa transversales.

Diplodia Fries 1849 (16). Périthèces sous-cutaneux érompants, sous-carboneux noirs, avec papille typique, spores ellipsoïdes, ovoïdes à oblongues, uniseptées, sombres. Basides basales, simples, hyalins.

Botryodiplodia Saccardo 1880 (17). Périthèces accumulés en groupes, érompants, appuyés à leur base sur stroma membraneux-carboneux, souvent avec une papille. Spores oblongues à ovoïdes, uniseptées, fuligineuses.

Diplodiella Karsten 1884 (18). Périthèces superficiels, souvent lignicoles, avec une papille, globuleux, noirs, glabres, subcarbonacés. Spores ellipsoïdes à oblongues, uniseptées, colorées.

Chaetodiplodia Karsten 1884 (19). Périthèces velus ou poilus, érompants, sous-superficiels, avec une papille globuleuse, noirs, membraneux-carbonacés. Spores oblongues, uniseptées, colorées.

Hendersonina Berk., Sacc. 1884 (20). Périthèces érompants, sous-superficiels, glabres. Basides ramifiées, conidies de deux types : Bicellulaires brunes et unicellulaires hyalines.

Macrodiplodia Saccardo 1884 (20). Périthèces recouverts, corticoles, grands massarioïdes, percés à leur sommet. Spores oblongues, uniseptées, fuligineuses, recouvertes par une masse muqueuse hyaline et obtuse. Pycnides placées près du genre Massaria.

Lasiodiplodia Ellis et Everhart 1886 (Bot. Gas. v. 21, p. 92) (10). Pycnides groupées sur un stroma lâche, portant des poils longs, qui dépassent l'épiderme, en forme d'un lasius, voir page 27. Spores bicellulaires brunes.

Microdiplodia Allescher 1901 (21). Pycnides sous-cutanées, puis érompantes, typiquement ramicoles, membraneuses à subcoriaces, globuleuses à pressées, munies d'une ostiole. Spores ovoïdes à oblongues, petites atteignant jusqu'à 15 μ de long, olivacées à brunes.

Rhynchodiplodia Briosi et Farneti 1904 (Atti Ist. bot. di Pavia, p. 30). Périthèces garnis d'un bec, portant des poils. Spores oblongues, allongées, unicellulaires, brun-châtain. C'est une *Chaetodipl.* avec un bec.

Diplodiopsis P. Hennings 1904 (22). Stromas superficiels, soutenus de leur base, sous-carbonacés, globuleux. Pycnides immergées. Spores oblongues uniseptées fuligineuses, noirâtres.

Pellionella Saccardo 1906 (23). Pycnides sous-superficielles, sous-carbonacées, prolongées par un long bec. Spores uniseptées, fuligineuses. C'est une Diplodiella avec un bec.

Chaetoconis F. E. Clements 1909 (24). C'est une *Kellermania Phaeodidyma.* Pycnides poilues, sous-cutanées, spores uniseptées, fuligineuses.

Didymosporiella Trav. et Migliardi 1911 (Flora micol. prov. Venezia, p. 14). Pycnides sous-épidermiques, nichées à peine érompantes, pressées, astomes. Réceptacle membraneux, plus faible à la partie inférieure, ou des pycnides presque incomplètes apparaissent. Spores didymes, fuligineuses, avec constriction au niveau de la cloison, avec leur sommet plus ou moins aigu. Sporophores non distincts.

Steganopycnis Sydow 1916 (25). Pycnides sous-épidermiques aplaties coniques, érompantes, la partie tournée vers l'épiderme clipéiforme (aspect du bouclier), noirâtre, le reste resserré et couvert, percées par une ostiole papilliforme, souples carbonacées, noires, avec la paroi externe opaque, l'interne d'abord hyaline, a des cellules fibreuses d'un brun-clair puis opaques. Sporophores en faisceaux, filiformes, à peine entr'ouverts. Spores à maturité uniseptées, fuligineuses recouvertes d'ornementations muqueuses.

Placodiplodia Bubak 1916 (Deut. Bot. Ges., v. 34, p. 305). Stroma formé en plis, la moitié supérieure épidermique en forme de couvercle, noir, intérieurement brun, avec des parois irrégulières, divisé en longueur et en travers en loges portant partout des fructifications. Spores cylindriques, brunes, uniseptées, pas de sporophores.

Syndiplodia Peyronel 1916 (26). Pycnides ramassées en groupes, érompantes, noires, perforantes. Spores ellipsoïdes, ovoïdes à oblongues uniseptées, sombres à fuligineuses moins de 15 µ de long. C'est une *Microdiplodia* composée, une *Botryodiplodia* à spores petites, une *Haplosporella* à spores bicellulaires.

Stenocarpella Sydow 1917 (27). Pycnides épidermiques hémisphériques, globuleuses à globuleuses aplaties, à paroi inférieure mince réduite à quelques cellules, et paroi supérieure grasse et brun foncé papilliforme. Spores bicellulaires, cylindriques à fusoïdes, irrégulières, colorées. Sporophores cylindriques hyalins, placés dans une masse gélatineuse.

Diblastopermella Spegazzini 1918 (28). Pycnides biophiles, superficielles, prenant naissance sur un « subiculum » fuligineux formé d'hyphes superficielles, globuleuses, astomes, glabres, noires, membraneuses, parenchymatiques, pleines de spores bicellulaires verdâtres. C'est un stade sporifère avancé du genre *Dimerorium*.

Leprieurina Arnaud 1918 (29). Placé par Saccardo parmi les *Phaeodidymae* ce genre montre un pycnostroma analogue à celui d'*Asterostomella*, mais à spores bicellulaires Mycelium aérien sans stigmopodies; mycelium intramatriciel en relation seulement avec l'ascostroma. Pycnides de *Prillieuxina*.

Paradiplodia Spegazzini 1920-21 (30). C'est une *Diplodia* dothidéaforme, c'est-à-dire avec un stroma superficiel inné, produisant par places des loges à paroi propres à chacune, et sans ostiole; spores ellipsoïdes biloculaires fuligineuses.

Pseudodiplodia Spegazzini 1920 (31). *Paradiplodia* Spegaz.

Ascochytulina Petrak 1922 (32). Fructifications plus ou moins sphériques d'abord complètement fermées, plus tard plus ou moins souvent largement ouvertes. La paroi des pycnides est assez épaisse, formée d'un tissu parenchymateux brun clair, donnant un clypeus stromatique avec la membrane vers l'épiderme. Spores assez grandes bi- rarement pluricellulaires, d'un brun assez clair ou jaunâtre. Conidiophores absents ou assez courts.

Macrodiplodiopsis Petrak 1922 (32). Sans stroma. Fructifications souvent en petits groupes volumineux, rarement espacées ou complètement isolées, qui poussent dans le parenchyme de l'écorce. Ostiole papilliforme érompante. Membrane de la pycnide épaisse formée de petites cellules parenchymatiques différenciées en deux sortes : stroma externe foncé, et interne légèrement coloré, ou presque hyalin. Spores grandes, ellipsoïdes à oblongues, ou ovoïdes pluricellulaires à cellules plus ou moins égales et bien visibles, avec un mucus hyalin abondant. Sporophores courts, simples, filiformes.

Phaeostagonosporopsis Woronich. 1925 (33). Pycnides à paroi pseudo-parenchymateuse, intermédiaire entre le type pseudo-pycnides de Potebnia et le type conceptacles de *Phomopsis*. Conidiophores plus ou moins longs. Spores cylindro-fusiformes, arrondies au sommet, rarement courbées ou sigmoïdes, uni- rarement pluri- (1-3) septées. L'un des septa est toujours médian.

Nematodiplodia Sibilia 1927 (34). Toute espèce des *Phaeodidymae* portant des paraphyses entre les sporophores.

Pseudodiplodiella Bender 1934 (35). *Paradiplodia* Spegaz.

Zernya Petrak 1947 (36). Pycnides séparées ou groupées, globuleuses ostiolées, érompantes, à paroi membrano-parenchymateuse. Spores oblongues, uni-cellulaires ou avec une à trois cloisons d'un brun-noir.

Microbotryodiplodia da Camara 1951 (37). C'est une *Botryodiplodia* dont les spores mesurent moins de 15 μ de long.

Les clés de détermination de ces divers genres sont en général très incomplètes, confuses et fausses. Parmi les plus récentes signalons celle de Migula 1921 (13), dans Thome's Kryptogamen Flora :

Fructifications libres :
    Pycnides intramatricielles, érompantes ou presque superficielles.
        Pycnides glabres.
            Spores petites sans mucus.
                Spores de moins de 15 μ long. . . . . . . Microdiplodia
                Spores de plus de 15 μ long. . . . . Diplodia
            Spores grandes avec mucus. . . . . Macrodiplodia
        Pycnides poilues. . . . . Chaetodiplodia
    Pycnides superficielles, lignicoles . . . . Diplodiella
Fructifications réunies en grappes ou gazons . . . . Botryodiplodia

La clé donnée par Clements et Shear 1931 (24) ne comporte que onze genres de *Pheaodidymae*, mais elle est plus complète que celle d'Engler 1900 (38), de Grove 1937 (39) et d'Allescher 1901 (12). C'est enfin à Bender que l'on doit la contribution la plus importante. Il reconnaît dix-huit genres, 1934 (35).

Près de trente genres ont donc été réunis dans les *Sphaeropsidales Phaeodidymae*. Leurs caractères demeurent souvent imprécis, leurs limites confuses, si bien qu'un même champignon peut parfois être décrit sous plusieurs noms. Certains genres peuvent être considérés comme synonymes, leur établissement étant fondé sur des caractères secondaires ou variables. Les caractères essentiels de quelques genres n'ayant pas été suffisamment mis en évidence, il

arrive que des genres voisins sont parfois très éloignés dans la classification, et d'autre part, que des genres proches dans la classification sont en réalité très éloignés par leur caractère.

Il est donc nécessaire de faire la distinction entre les caractères fondamentaux et les caractères secondaires des divers genres pour élaborer une classification rationnelle.

La confusion qui existe pour la différenciation des genres est encore plus accusée quand on aborde les espèces.

La création d'espèces nouvelles dépend souvent de la présence du champignon sur un hôte nouveau, les auteurs n'ayant généralement pas tenu compte de la polyphagie. C'est ainsi que plus de 1 500 espèces ont été décrites parmi les *Phaeodidymae*, alors que leur nombre peut être réduit à quelques centaines. Citons comme exemple, *Diplodia acerina* C. et Mas. qui a été observé sur une centaine d'hôtes différents, et doit porter autant de noms. *Diplodia constricta* Dearn. se rencontre d'après nos recherches sur 75 plantes et a 58 synonymes parmi les *Phaeodidymae*.

Une difficulté supplémentaire vient de ce qu'un même champignon passe par plusieurs stades, ou peut se présenter sous plusieurs aspects et a été décrit sous des noms de genres différents : ex. : *Lasiodiplodia Theobromae* (Pat.), Crif. et Maubl. a ainsi successivement reçu les noms de *Macrophoma vestita* Prillieux et Delacrois, *Diplodia cacaoicola* P. Hennings, *Botryodiplodia theobromae* Patouillard et de Lagerheim.

Des espèces proches des *Phaeodidymae* y sont souvent intercalées, les limites du groupe et des genres sont ainsi confondues.

Des Microthyriopsidacées ont été même incorporées aux *Phaeodidymae* comme *Leprieurina Winteriana* Arnaud.

Des Ascomycètes à spores brunes bicellulaires, à asques à paroi différente ont parfois été confondus avec des *Diplodia : Parodiella paraguayensis* a été décrit par ex. comme *Diplodiopsis tarapotensis* P. Henn.

Une révision d'ensemble de ce groupe s'impose, comme le signalent plusieurs auteurs tels que Tisdale (40, 41), Eddins (42, 43, 44, 45), Shear (46, 47, 48 et 49) et surtout Stevens (50-62).

Nous nous proposons de définir clairement les limites à accorder à chaque genre et de mettre en valeur les caractères qui nous semblent les plus importants; étudiant le cycle évolutif d'espèces caractéristiques, leur comportement parasitaire ou saprophytique, nous nous efforcerons d'établir des liens entre les genres, pour dégager les grandes lignes de la systématique de ce groupe.

Les synonymies des espèces seront ensuite envisagées par l'inoculation des souches en cultures sur des plantes différentes et comparaison des fructifications.

Liste des abréviations utilisées :

Botryod.	= Botryodiplodia.	Pl.	= Planche.
Car. sp.	= Caractères spécifiques.	Placod.	= Placodiplodia.
Chaetod.	= Chaetodiplodia.	Paraph.	= Paraphyse.
D.	= Diplodia.	Rétr.	= Rétréci.
Granulod.	= Granulodiplodia.	Rhynchod.	= Rhynchodiplodia.
Heimiod.	= Heimiodiplodia.	Schizod.	= Schizodiplodia.
Lasiod.	= Lasiodiplodia.	Sp.	= Spore.
Macrod.	= Macrodiplodia.	Spph.	= Sporophore.
Metad.	= Metadiplodia.	Striod.	= Striodiplodia.
Microbotryod.	= Microbotryodiplodia.	Strionematod.	= Strionematodiplodia.
Microd.	= Microdiplodia.	Str.	= Stroma.
Nematod.	= Nematodiplodia.	Synd.	= Syndiplodia.
Ost.	= Ostiole.	Synnemad.	= Synnemadiplodia.

BIBLIOGRAPHIE

1. — FRIES (E. M.). — *Systema Mycologicum*, vol. II, 2e part., 1823.
2. — CORDA (A. C. I). — *Icones Fungorum*, III, p. 23, fig. 64, Praga, 1837.
3. — HOOKER (W. J.). — Fungi, *The Lond. Journ. of Botany*, vol. VI, p. 326, 1847.
4. — FRIES (E. M.). — *Summa Vegetabilium Scandinaviae. Sectio posterior*, p. 259-572, 1849.
5. — LEVEILLÉ (J. H.). — Fragments mycologiques. *Ann. Sci. Nat.*, vol. III, fasc. 9, p. 258, 1948.
6. — BERKELEY (M. J.). — *Introduction to Cryptogamic Botany*. London, 1857.
7. — KICKX (J.). — *Flore Cryptogamique des Flandres*, 1867.
8. — FUCKEL (L.). — *Fungi Rhenani*. Cent. 18. *Hedwigia*, vol. VI, p. 174-176, 1867.
9. — SACCARDO (P. A.). — *Michelia. Commentarium Mycologicum*, vol. 1, 1877.
10. — SACCARDO (P. A.). — *Sylloge Fungorum* : vol. III, p. 329-380, 1884; vol. 1-4, p. 325-329 et p. 440-441, 1886; vol. X, p. 275-295, 1892; vol. XI, p. 518-522, 1895; vol. XII, divers pages, 1897; vol. XIII, p. diverses, 1898; vol. XIV, p. 927-942, 1899; vol. XV, p. 123-125, 1901; vol. XVI, p. 915-924, 1902; vol. XVIII, p. 319-335, 1906; vol. XXII, p. 989-1012, 1913; vol. XXV, p. 274-318, 1931.
11. — LINDAU (G.). — *Fungi Imperfecti*, in Engler, A. und K. Prantl., *Die Naturlichen Pflanzenfamilien*, Teil I, Abteilung I, p. 347-517, fig. 183-263, 1899-1900.
12. — ALLESCHER (A.). — *Rabenhorst Kryptogamen Flora. Die Pilze*. Abteilung VII, 1072 p., Leipzig, 1903.
13. — MIGULA (W.). — *Thome's Kryptogamen Flora*. Band III, *Pilze*, Teil 4, *Fungi Imperfecti*. Berlin, 1921.
14. — CLEMENTS (F. E.) et SCHEAR (C. L.). — *Genera of Fungi*, 1931.
15. — CORDA (A. C. I.). — *Icones Fungorum* III, p. 23, fig. 64; II, p. 25; Syst. II, p. 312, 1837.
16. — FRIES (E. M.). — *Summa Vegetabilium Scandinaviae*, p. 259-572, 1849.
17. — SACCARDO (P. A.). — *Michelia. Commentarium Mycologicum*, vol. 2, 1880.
18. — KARSTEN (P. A.). — *Fragmenta mycologica*, XVI. *Hedwigia*, vol. XXIII, p. 61-63, 1884.
19. — KARTEN (P. A.). — *Fragmenta mycologica*, XVIII. *Hedwigia*, vol. XXIII, p. 86-88, 1884.
20. — SACARDO (P. A.). — *Sylloge Fungorum*, vol. III, p. 329-330, 1884.
21. — ALLESCHER (A.). — (Voir No 12, p. 78.)
22. — HENNINGS (P.). — Einige neue Pilze aus Japan. *Hedwigia*, vol. XLIII, p. 140-146, 1904.
23. — SACCARDO (P. A.). — *Sylloge Fungorum*, vol. XVIII, p. 319-335, 1906.
24. — CLEMENTS (F. E.) et SCHEAR (G. L.). — (Voir No 14.)
25. — SYDOW (H.). — *Mycotheca germanica*, fasc. XXVII, XXVIII, No 1301-1400, *Annales Mycologici*, vol. XIV, p. 243-247, 1916.
26. — PEYRONEL (B.). — Primo elence di funghi : (di val St. Martino o valle della germanasca). *Mem. R. Acad. Sci. Torino*, Ser. II, vol. LXVI, No 10, p. 1-58, 1916.
27. — SYDOW (H. et P.). — Beitrag zur Kenntnis der Pilzflora der Philippinen-Inseln. *Annales Mycologici*, vol. XV, p. 165-268, 1917.
28. — SPEGAZZINI (G.). — Notas micologicas. *Physis*, vol. IV, p. 281-295, 18-19.
29. — ARNAUD (G.). — Les Asterinées. *Ann. Ecole Nat. Agric. Montpellier*, vol. XVI, 1918.
30. — SPEGAZZINI (G.). — Sobre algunas enfermedades y hongros que afectan las plantas de Agrios en el Paraguay. *An. Soc. Cien. Argent.*, vol. XC, p. 155-189, 1921.
31. — SPEGAZZINI (G.). — Sobre algunas enfermedades y hongros. *Anales de la Sociedad Cientifica Argentina*, vol. XL, p. 183-184, 1920.
32. — PETRAK (F.). — Beiträge zur Kenntnis der Pilzflora der Südlichen Alpenländer und Norditaliens. *Ann. Mycol.*, vol. XX, p. 126-159, 1922.
33. — WORONICHIN (N. N.). — *Phaeostagonosporopsis Zeae* (Schw.) Wor. a new parasite of Maize in Transcaucasia. *La défense des plantes*, Léningrad, II, fasc. 6, p. 331-334, 1935.
34. — SIBILIA (C.). — Osservazioni su un fungo parasita di un Orchidea. *Boll. R. Staz. Pat. Veg. N. S.*, vol. VII, fasc. 4, p. 412-435, 8 fig., 1927.
35. — BENDER (H. B.). — *The Fungi Imperfecti : Order Sphaeropsidales with keys and references for the genera*, 52 p., North Woodury, Conn. 1934.

36. — PETRAK (F.). — *Zernya* Petr. n. gen., Eine neue Gattung der Phaeosporen Sphaeropsodeen aus Brasilien. *Sydowia*, vol. V, fasc. I, p. 277-279, 1947.
37. — DA CAMARA (E. S.). — Mycetes Aliquot Lysitaniae; *Agronomia Lusitanica*, vol. XIII, p. 185-212, fig. 3, 1951.
38. — ENGLER (A.). — *Die Natürlichen Pfanzenfamilien;* vol. II, p. 370, 1900.
39. — GROVE. — *British stem and leaf fungi (Coleomycetes);* vol. II, p. 24-70, Cambridge, 1937.
40. — TISDALE (W. B.). — Plant pathology. — *Rep. Fla. Agric. Exper. Sta.*, 1933-1934, p. 70-80, 2 figs. 1935.
41. — TISDALE (W. B.). et WEST (E.). — Certain studies of Citrus fruits in storage; *Fla. Exper. Sta. Ann. Rep.*, p. 77, 1934.
42. — EDDINS (A. H.). — Dry rot of corn caused by *Diplodia frumenti* and three morphologicaly related species. *Phytopathology*, vol. XX, p. 139, 1930.
43. — EDDINS (A. H.). — Dry rot of corn caused by *Diplodia macrospora* Earle; *Phytopathology*, vol. XX, p. 439-448, 1930.
44. — EDDINS (A. H.). — A new *Diplodia* ear rot of corn; *Phytopathology*, vol. XX, p. 733-742, 1930.
45. — EDDINS (A. H.) et VOORHEES (R. K.). — *Physalospora* on corn and its taxonomic and host relationship; *Phytopathology*, vol. XXIII, p. 63-72, fig. 2, 1933.
46. — SHEAR (C. L.). — Life histories of *Tryblidiella* species; *Mycologia*, vol. XXV, p. 274-285, 1933.
47. — SHEAR (C. L.) et STEVENS (N. E.). — Studies of the Schweinitz collections of fungi; II. *Mycologia*, vol. IX, p. 337, 1917.
48. — SHEAR (C. L.) et STEVENS (N. E.). — *Sphaeria Zeae* (*Diplodia Zeae*) and confused species; *Mycologia*, vol. XXVII, p. 467-477, fig. 2, 1935.
49. — SHEAR (C. L.), STEVENS (N. E.) et TILLER (R. J.). — *Endothia parasitica* and related species; *Bull. U. S. Dep. Agric.* N° 6, 1917.
50. — STEVENS (N. E.). — The life history and relationships of *Diplodia gossypina ; Mycologia*, vol. XVII, fasc. 5, p. 191-201, 1 pl., 1925.
51. — STEVENS (N. E.). — Two species of *Physalospora* on *Citrus* and other hosts; *Mycologia*, vol. XVIII, fasc. 5, p. 206-217, 1926.
52. — STEVENS (N. E.). — Life history and synonymy of *Physalospora Glandicola ; Mycologia*, vol. XXV, p. 504-508, 1933.
53. — STEVENS (N. E.). — Two Apple Black Rot Fungi; *Mycologia*, vol. XXV, p. 536-548, 1933.
54. — STEVENS (N. E.). — Two species of *Physalospora* in England; *Mycologia*, vol. XXVIII, p. 330-336, 1936.
55. — STEVENS (N. E.). — A note on the temperature relation of the fungi; *Mycologia*, vol. XXVIII, p. 510-513, 1936.
56. — STEVENS (N. E.). — Host relations in species of *Diplodia* and similar genera; *Mycologia*, vol. XXXII, p. 69-73, 1941.
57. — STEVENS (N. E.). — Distribution of *Diplodia Zeae* and *D. macrospora* in the U. S. A.; *Transactions Ill. Acad. Sci.*, vol. XXXVI, fasc. 2, p. 107-108, 1943.
58. — STEVENS (N. E.) et CELINO (M. S.). — Two diseases caused by *Dilpodia ; Philipp. Agric.*, vol. XX, fasc. 6, p. 370-373, 2 fig., 1931.
59. — STEVENS (N. E.) et CHAPMAN (R. A.). — Growth of *Diplodia macrospora* in media containing pure biotin; *Phytopathology*, vol. XXXII, fasc. 2, p. 184, 1942.
60. — STEVENS (N. E.) et SHEAR (C. L.). — *Botryosphaeria* and *Physalospora* in the Hawaijan Islands; *Mycologia*, vol. XXI, p. 313-320, fig. 1, 1929.
61. — STEVENS (N. E.) et WILCOX (M. S.). — The Citrus stem-end rot " *Diplodia* ", its life history and relation to *Sphaeropsis malorum ; Phytopathology*, vol. XV, fasc. 6, p. 332-340, 1 pl., 1925.
62. — STEVENS (N. E.) et WILSON (W. E.). — A biotin-like substance produced by *Diplodia Zeae ; Science, N. S.*, vol. XCIII, p. 458-459, 1941.

CHAPITRE II

MATÉRIEL ÉTUDIÉ - TECHNIQUES

Nous avons étudié un très grand nombre de *Sphaeropsidales Phaeodidymae*, soit par examen direct sur des échantillons que nous avons récoltés nous-même ou qui nous ont été confiés, soit par observation des cultures pures à partir de nos isolements ou par repiquage de cultures d'origines variées.

Examen direct de nos récoltes.

— La plupart des *Sphaeropsidales* sont lignicoles. C'est donc surtout des rameaux languissants, des brindilles sèches que nous avons ramassés tant dans des jardins ou des parcs que dans diverses forêts des environs de Paris, du Jura, de Bretagne, de Gascogne ou des Pyrénées. Nous avons examiné au microscope les pycnides soit par écrasement, soit mieux après avoir effectué des coupes. Les préparations ont été montées au lactophénol d'Amman ou au bleu coton C4B. Près de deux mille préparations durables, montées dans la glycérine gélatinée, ont été réalisées.

Examen d'échantillons d'herbiers.

— Outre nos récoltes et les échantillons qui nous ont aimablement été communiqués (*) nous avons examiné :

400 échantillons de l'herbier du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris,
500 échantillons de l'herbier du Royal Botanical Garden,
150 échantillons de l'herbier du Commonwealth Mycological Institute,
200 échantillons de l'herbier de l'Université d'Upsala,
100 échantillons de l'herbier du Jardin Botanique de Bruxelles,
150 échantillons de l'herbier du Jardin Botanique de Madrid,
250 échantillons des collections de l'Institut National Agronomique,
150 échantillons de la Station Centrale de Pathologie Végétale de Versailles,
50 échantillons de l'École Nationale d'Agriculture de Grignon.

La plupart des espèces types de ALLESCHER, BERKMANN, BRUNAUD, COOKE, DESMAZIÈRES, DE NOTARIS, EARLE, ELLIS, FRAGOSO, FRIES, FUCKEL, HARKNESS, HENNINGS, HOLLOS, KICKX, LÉVEILLÉ, MONTAGNE, PASSERINI, ROUMEGUERE, SACCARDO, SPEGAZZNI, SYDOW, TASSI, WESTENDORF, etc., ont été examinées.

(*) Nous remercions ici les Directeurs des Laboratoires, Stations et Instituts qui ont mis à notre disposition leurs herbiers et leurs laboratoires de recherches au cours des divers stages que nous avons effectués :
Le Professeur Roger HEIM, Directeur du Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris.
M. G. VIENNOT-BOURGIN, Professeur à l'Institut National Agronomique de Paris.
M. BISBY, du Commonwealth Mycological Institute London.
M. LIMASSET, Directeur de la Station Centrale de Pathologie Végétale de Versailles.
M. GUYOT, Professeur à l'École Supérieure d'Agriculture de Grignon.
M. URRIES, Directeur du Laboratoire de Cryptogamie du Jardin Botanique de Madrid.
M. STEYAERT, du Laboratoire de Cryptogamie de Bruxelles.
M. le Directeur et M. DENNIS, du Jardin Botanique de Kew.
M. le Directeur du Musée Botanique de l'Université de Upsala.

Mise en culture.

— Les isolements doivent être effectués à partir de pycnides ou de spores encore vivantes, ce qui n'est pas le cas des champignons prélevés sur rameaux tombés à terre; la plupart sont vétustes et envahis par les insectes ou les moisissures. Ce sont des pycnides prélevées sur rameaux encore attachés à l'arbre mais déjà languissants qui nous ont permis d'effectuer de nombreux isolements. Le printemps et l'automne sont les meilleures époques de l'année pour faire ces prélèvements avec le plus de chance d'avoir des spores dont l'état de maturité soit convenable pour permettre la germination. Nous prélevons une pycnide et la transportons sur un milieu assez dur gélosé à 3 %. Après plusieurs passages successifs à travers la masse du milieu, la pycnide se débarrasse des contaminations, les spores sont recueillies à l'aide d'une micropipette et déposées sur un milieu nutritif. L'addition au milieu stérile de jus de carotte ou d'orange à 1/1000 filtré à la bougie Chamberland a activé, dans nos essais, la germination.

Espèces en culture.

— Nous avons mis en culture les espèces suivantes : *D. asclepiadea* sub sp. *Periplocae* (sur *Periploca graeca*), *D. Bresalolae* Tassi (sur *Styrax americana)*, *D. Calycanthi* Speg. (sur *Calyc. floridus*), *D. Chimonanthi* sacc. (sur *Chim. praecox*), *D. circinans* B et Br. (sur *Yucca filamentosa*), *D. circinans* var. *diffusa* B. (sur *Yucca filament.*), *D. Evonymi* West. (sur *Ev. europaeus*), *D. Griffoni* Sacc. et Tassi, *D. malorum* Fuck., et *D. maura* Cke et Ell. (sur *Pirus malus*), *D. melaena* Lév., *D. tephrospora* Lév. et *Diplodiella Ulmae* Speg. (sur *Ulmus campestris*), *D. pseudodiplodia* Fuck. (sur *Pirus malus*), *D. profusa* De Not. et *D. vulgaris* Lév. (sur *Robinia pseudacacia*), *D. ramulicola* Desm. (sur *Evon. europaeus*), *D. Styracis* Tassi (sur *Styrax americana*), *D. Tamaricina* Sacc. (sur *Tamaris odessa*), *D. Yuccae* West, ou Speg. (sur *Yucca filamentosa*), *Botryod. Fraxini* Sacc. (sur *Frax. excelsior*). Ces espèces ont été récoltées dans le jardin botanique de l'École d'Agriculture de Grignon.

D. Genistae tinctoriae Frag. (sur *Gen. tinct.*) récoltée à Miramont (Hautes-Pyrénées).

Espèces d'Afrique Équatoriale Française : *Lasiod. Theobromae* Gr. et Maub. dans des galeries de *Xyloborus* (sur *Theobr. cacao*), (sur *Coffea* sp. souches n° 6019, 6044 et 6045 coll. H. Jacques-Félix, sur Ilomba souche n° 841, sur *Garcinia Mangostana* souche n° 886, sur *Manioc utilissima* souche n° 882), *Microd. Agave* Allesch. (sur *Agave sisalana* coll. Saccas.), *D. Zeae* Lév. (sur *Zea Mays* souche n° 890), *D.* sp. (sur *Carica papaya* souche n° 892 coll. R. Heim).

Espèces reçues en culture par d'autres Laboratoires :

1. Mycothèque du M. N. H .N Paris : *Lasiod. Theobromae* Gr. et Maubl. (souches n° 371 et 371 *bis*), *D.* sp. (souche n° 881).

2. Commonw. Mycol. Institute : *Lasiod. Theobromae* Gr. et Maubl. (souche n° 36355), *D. natalensis* Evans (souche n° 17463).

3. Forest Research Labor. Princes Risborough Aylesbury : *D. natalensis* Evans (souche n° 885), *D. Thujae* (souche n° 5120), *D. sp.* souches n° 8570 (sur *Spondias Mombin*), 8580 et 8663 (sur *Gonystylus* sp.), 8612 (sur *Cola cordifolia*), 8614 (sur *Croton* sp.), 8646 (sur *Cedrela* sp.), 8662 (sur *Celtis* sp.) 8667 (sur *Fagus* de Japon).

4. Centraal bureau voor Schimmelculturs de Baarn : *Botryod. ulmicola* souche n° 744, *Botryod. hypodermia* souche n° 745, *Dothideod. Agropyri* souche n° 746, *Chaetod. anceps* souche n° 748, *D. Zeae* Lév. souche n° 743, *D. natalensis* Evans souche n° 741, *D. Gajani* Raychaudhuri souche n° 996, *D. frumenti* E. et Ev. souche n° 997, *D. Warburgiana* Reichert souche n° 998.

5. Institut National Agronomique de Paris : *D. pseudodipl.* v. *Voglinoi* Arnaud souche n° 884.

6. École Nationale d'Agriculture de Grignon : *Lasiod. Theobromae* n° 34, CZB.

A titre de comparaison, nous avons également mis en culture d'autres *Sphaeropsidales* soit *Hyalosporae*, soit *Phaeosporae : Macrophomina Phaseoli* (Maub.) Ashby souche n° 39699 du Comm. Mycol. Inst., *Phomopsis citri* Faw. souche de la Mycothèque du M. N. H. N. de Paris, *Sphaeropsis malorum* Peck souches n° 842 et n° 843, Stat. Path. Vég., Bordeaux.

Une espèce de *Tryblidiella* et une espèce de *Pleospora* ont été mises en culture pour essayer d'obtenir le passage des formes parfaites aux formes imparfaites.

Milieux de culture.

— Une grande variété de milieux de culture naturels ou synthétiques ont été utilisés.

A. *MILIEUX NATURELS.* — Nous avons placé divers fragments de racines, tiges, feuilles de végétaux variés en tubes de Roux ou en tubes à essai dont le fond est garni de coton hydrophile imbibé d'eau. Dans quelques cas, nous avons utilisé de petits flacons Erlenmeyer avec du coton hydrophile. Des graines on été déposées en boîtes de Petri. Ces divers milieux végétaux ont été stérilisés à deux reprises pendant 20 à 30' à 130°. Des fruits tels que bananes, oranges, citrons, tomates, etc. ont été disposés sous cloches dans des assiettes.

Nous avons ainsi cultivé diverses *Phaeodidymae* sur des plantes de la plupart des 560 genres de la liste B de la partie écologique *Mémoires de la Soc. Bot. Fr.* 1954.

D'autres milieux naturels ont été préparés : milieu à la farine d'avoine (farine 50 gr., sel marin 5 gr.), milieu au moût de maïs (milieu de Dodge), milieu de Lutz, milieu au maltea gélosé (maltea Moser 10, 15, 20, 30 gr. par litre). Ce milieu renferme tous les éléments actifs et nutritifs de l'orge germée et maltée, maltoses, diastases, phosphates naturels, lécithines, peptones, albuminates).

B. *MILIEUX SYNTHÉTIQUES.* — Nous avons utilisé des milieux essentiellement minéraux additionnés de sucres comme : milieu de Brown (glucose), milieu de Czapek (glucose ou maltose), milieu de Leonian (lévulose), milieu de Kauffman (maltose), ainsi que des milieux essentiellement organiques comme : milieu de Sabouraud (peptone 10 gr. et glucose massé à 0, 5, 10, 15, 20, 40, 60, 80, 100 et 120 gr. par litre).

Conservation des espèces.

A) *CONSERVATION EN HERBIER.* — La plupart des *Phaeodidymae* demeurant sans modification pendant plusieurs années, leur conservation à l'état sec n'offre aucune difficulté, seule une plasmolyse des spores a généralement lieu; un simple chauffage dans le lactophénol

avant l'examen microscopique suffit à redonner aux spores leur aspect primitif. Il arrive parfois qu'en herbier le champignon continue à vivre; en présence d'humidité, les spores germent et si on examine l'échantillon quelques années plus tard, il est méconnaissable. Nous recommandons de ne mettre en herbier que des échantillons complètement desséchés sur la plaque chauffante et traités par une poudre anticryptogamique. Pour éviter la destruction des specimens par les insectes on peut adjoindre un insecticide à la poudre anticryptogamique; c'est ainsi que nous préconisons le mélange Cérésan (Cl. Hg. C_2 H_5) plus D. D. T. ou le Borbak D. (Phényl-cyanure de mercure C-N-Hg-C_6-H_5) et le Dupont 1452 (dérivé mercurique du sulfure d'éthylopara toluène).

B) *CONSERVATION EN CULTURE.* — Le milieu de Maltea à 2 % et les fragments des plantes-hôtes conviennent bien pour la conservation des souches. Pour protéger les cultures de l'invasion par des acariens nous avons obturé nos tubes, à l'aide d'une feuille de papier à cigarette (Riz la Croix) non gommée collée par une solution de 30 % de sulfate de cuivre appliquée sur le bord du tube. Nous avons également conservé nos souches en culture sous huile minérale. Une couche de 4 cm. d'huile est déposée sur le milieu quand la colonie fongique est déjà bien développée. Le champignon mène ainsi une vie ralentie et les repiquages peuvent être beaucoup plus espacés.

Technique d'étude cytologique.

Nous avons essayé diverses techniques usuelles de fixation et de coloration (*).

A) *DIVERS COLORANTS VITAUX ONT ÉTÉ UTILISÉS.* — Pour le système vacuolaire : bleu de méthylène, bleu de crésyl, rouge neutre. Pour le chondriome : le violet de crésyl, le violet de dahlia et le vert Janus (coloration post-vitale).

B) *FIXATION.* — Parmi les fixateurs nous avons retenu : a) le mélange picroformol de Bouin-Maire; *b*) le liquide de Nawaschin; *c*) le liquide de Helly et le liquide de Regaud. Après la fixation, le lavage bien soigné, la déshydratation complète et le passage au xylol, nous avons préparé les blocs de paraffine et nous avons effectué des coupes au microtome. Nous avons utilisé une colle pour le ruban, soit à base d'albumine cristallisée, soit à base de gélatine.

C) *COLORATION.* — Elle était effectuée après déparaffinage des coupes par trois méthodes différentes selon le fixateur utilisé : *a*) au violet de Gentiane (fix. Nawaschin); *b*) à l'hématoxyline ferrique (fix. Bouin ou Regaud) et *c*) par la méthode de Feulgen «nucléate» (fix. Helly).

Nous ne donnons pas ici les formules des fixateurs et des divers réactifs, ni les détails des manipulations assez compliquées et souvent délicates de la fixation, déshydratation, coloration, mordançage, régression, lavages répétés, l'obtention du ruban, etc..., ces méthodes étant classiques et bien connues. Nous nous permettons seulement de signaler que le réactif de Schiff préparé suivant la méthode indiquée par Lison (1936) donne de bons résultats. Une

(*) Nous exprimons nos remerciements à Mme P. Heim et à M. le Professeur Eichhorn qui ont bien voulu nous initier à ces diverses techniques.

surcoloration des coupes colorées en rouge, par une solution aqueuse de vert lumière à 1 %, permet d'approfondir cette teinte et, en même temps, de mettre en évidence le cytoplasme et les nucléoles en vert.

D) *MONTAGE. OBSERVATION.* — Le montage se fait toujours au baume de Canada. Pour l'étude cytologique, nous nous sommes servis de l'immersion à l'huile de cèdre. Les dessins ont été faits à l'aide d'une chambre claire.

CHAPITRE III

MORPHOLOGIE

I. Mycélium.

Chez les *Sphaeropsidales Phaeodidymae*, les filaments mycéliens sont cloisonnés et ramifiés. On peut distinguer des filaments superficiels et des filaments intramatriciels; dans ces derniers les cloisons sont nombreuses, denses, les cellules irrégulières ou prismatiques, d'un brun foncé, leur diamètre atteint 10-12 μ. Le mycélium superficiel est de même souvent articulé, presque moniliforme, mais les cellules qui le forment sont globuleuses ou sphériques, régulières, riches en globules lipidiques, en chaînes. En culture le mycélium ne présente jamais les articulations des hyphes qui poussent dans les tissus de l'hôte. Les hyphes aériennes superficielles ou profondes sur milieu nutritif sont moins cloisonnées, plus longues et plus larges. Elles progressent souvent par groupes et forment des amas visibles à l'œil nu, d'un brun foncé. Le mycélium des espèces que nous avons classées parmi les *Microdiplodia*, est en général mince, toujours moniliforme quand il est superficiel, d'un brun clair, moins abondant et pénétrant difficilement dans l'hôte, tandis que son extension en surface est grande (Pl. 1).

Le mycélium des espèces du genre *Diplodia* ne se présente pas en amas, mais tend à former quelques agglomérations dans les tissus, là où le bois est décomposé. En culture ces champignons donnent des filaments grêles à cloisons espacées (Pl. 1), sans cellules renflées, ce qui prouve que les filaments articulés se forment seulement quand le mycélium est gêné dans son développement (Pl. 1).

Chez *Lasiod. Theobromae*, les ramifications sont toujours plus nombreuses, les hyphes aériennes plus développées en culture ainsi que sur hôte, tandis que chez d'autres espèces le mycélium est très peu développé. Le mycélium des *Phaeodidymae* ne diffère nullement de celui des *Phaeosporae*. L'épaisseur des hyphes, le mode du cloisonnement varient selon les facteurs externes. Les ramifications en culture présentent toujours un angle de 30° sur l'hyphe principale (Pl. 1). Chez les *Microdiplodia* les cellules constituant les hyphes superficielles deviennent sphériques et les filaments prennent l'aspect de chaînes (Pl. 1). Chez les *Botryodiplodia* ces chaînes sont formées d'articles très irréguliers polygonaux, souvent aussi intramatriciels (Pl. 1). Les cloisons semblent présenter une perforation qui n'est cependant pas toujours aisément visible (Pl. 1), surtout chez les hyphes âgées où la couleur brune de la membrane ne permet pas un examen facile. La paroi du mycélium, mince chez les jeunes hyphes, devient assez épaisse, jusqu'à 1 μ d'épaisseur. Ex. : *D. Evonymi*, *D. Crataegi*, etc. Peu colorée, d'un brun clair ou fuligineux chez le mycélium superficiel et les hyphes aériennes, cette paroi se colore intensément chez les hyphes intramatricielles. Le mycélium en voie de bourgeonnement terminal est sans exception hyalin, avant la différenciation des hyphes.

Le commencement du virage coloré de la membrane, précoce dans le cas du milieu de culture sucré, tardif dans un milieu pauvre et dans l'hôte, se manifeste en même temps avec son épaississement progressif.

Chez plusieurs espèces, nous avons rencontré dans le mycélium intramatriciel, des exsudations de pigments (provenant de l'utilisation de milieu riche en matières organiques),

qui donnent un aspect échinulé à ces hyphes. Cet aspect est très rare sur l'hôte (Pl. 6). Cependant *Lasiodiplodia Theobromae* présente souvent cet aspect sur fruits mûrs (bananes, agrumes, etc...). D'autres champignons diffusent le pigment dans le milieu nutritif qui prend une teinte brune, bleu-noir, rougeâtre, etc..., selon l'espèce. Ex. : *Microd. Agave*, rose pâle; *D. Zeae*, rose-brun ou brun rougeâtre; *Botryod. Ulmicola* et *B. Hypodermia*, brun très léger; *D. Warburgiana*, *D. Chimonanthi*, brun; *D. Asclepiadea*, *D. Fraxini*, *D. Tamaricis* et *D. Evonymi* Wert., brun-noir, etc...

Les anastomoses, chez les Phaeodidymae, sont rares (Pl. 1); nous en avons observé en culture près de l'endroit où la pycnide va se former, mais presque jamais sur les hyphes nutritives intramatricielles. De même sur l'hôte, les anastomoses sont fréquentes avant les fructifications; elles précèdent la formation du stroma ou des pycnides, tandis qu'elles sont rares chez les hyphes parcourant les tissus vasculaires et les parenchymes. Les filaments aériens présentent parfois des anastomoses comme point de départ d'hyphes secondaires. Ex. : *Lasiod. Theobromae* (prolongement des *seta*) (Pl. 9). Le cas des cellules à protoplasme condensé est très commun chez les hyphes des *Phaeodidymae* (Pl. 1). Ces cellules restent très longtemps remplies de cytoplasme tandis que les autres sont plasmolysées et vides; si le mycélium reprend de la vitalité les cellules gonflées émettent des filaments secondaires. Ex. : *D. Evonymi*, *D. Tamaricis*, *Botryod. Fraxini*, *Microd. Agave*, etc... Chez *D. Zeae* Lév., et *D. Maydis* Berk., le mycélium est d'un jaune pâle et ne présente jamais les caractères d'une *Phaeodidymae*; intramatriciel ou épidermique, il montre des hyphes étroites et à paroi mince, non pigmentées, rarement moniliformes, à cloisons espacées même quand il a des difficultés à se développer. Seules les pycnides réfugiées dans l'épaisseur du chaume sont noires et ressemblent à celles des *Phaeodidymae*. Étant donné les différences cytologiques, biologiques et morphologiques du mycélium, en raison de la ressemblance des pycnides, nous considérons ces deux espèces comme synonymes et nous préconisons à la partie systématique leur classement à côté des *Phaeodidymae*.

2. *Les Fructifications.*

Dans leurs classifications des *Sphaeropsidales Phaeodidymae* suivies par la plupart des auteurs actuels, V. Höhnel et Diedicke se fondent sur les caractères suivants pour distinguer les divers genres de ce groupe:

Forme et dimensions de la pycnide, nombre des loges, position de la pycnide par rapport à son support (superficielle, érumpante, enfoncée), nombre des pycnides groupées dans le même stroma, disposition des pycnides dans ce stroma, présence ou absence de gouttelettes noires dans les spores, rétrécissement de la spore au niveau de la cloison, dimensions des spores, organe de plante attaquée. Au sein des divers genres, seul l'hôte permet, en général, la distinction entre les espèces.

Nous avons mis en évidence le fait que ces caractères sont susceptibles de varier dans une même espèce. Ils ne peuvent donc être pris en considération pour servir de base de classification.

Il n'a pas été tenu compte de quelques caractères qui nous semblent stables et peuvent, mieux que les précédents, être utilisés comme fondement de la classification; tel est le cas des particularités suivantes : la présence ou l'absence des paraphyses entre les spores, le déve-

loppement éventuel de stylospores, l'existence d'une paroi propre aux pycnides, la morphologie du tissu sporifère, l'ornementation sporale, etc...

Certains caractères, dont la valeur a été discutée, nous semblent cependant importants : Présence d'une ostiole, existence d'un stroma, zone mucilagineuse autour des spores, etc...

Nous nous proposons d'examiner les divers caractères anatomiques, afin d'en rechercher la valeur respective pour la systématique du groupe.

I. PYCNIDES

En 1867, J. Kickx (7) établit la différence entre les réceptacles portant des spores endothèques, et les fructifications des *Sphaeropsidales*. Il est le premier qui utilise le mot « Pycnide » par opposition au mot périthèce. Il reconnaît qu'il s'agit d'organes reproducteurs supplémentaires, d'une structure plus simple que le périthèce, renfermant des spores pédicellées ou subsessiles. Il reconnaît encore que la pycnide est un conceptable entier, tandis que la « sphacélie » est une pycnide dépourvue d'enveloppe conceptaculaire.

Le mot pycnide provient du grec (πυκνός) pycnos = épais et on explique ainsi la formation du conceptacle à paroi dure, mais Kickx ne parle pas des cellules des assises de la paroi.

Dans la nature les pycnides se présentent sous des formes extrêmement variées. Nous envisagerons successivement les divers cas possibles.

A. PYCNIDES SÉPARÉES.

Forme.

Les pycnides séparées, sans stroma, sont sphériques-aplaties (Pl. 2) : ex. *D. herbarum* Lév., *D. hedericola* S., *D. Fissa* Durr. et Mont., *D. heteroclita* Durr. et Mont., etc. ou piriformes-aplaties (Pl. 2) : ex. *Rhynchod. citri* Br. et Farn., *Botryod. pyrenophora* Saw., etc. Dans le premier cas elles sont munies d'une ostiole mamelliforme peu distincte, dans le second, l'ostiole se trouve au sommet du col. La longueur du col varie aussi avec l'âge de la pycnide : court chez les *Diplodia* et *Microdiplodia*, il est très allongé chez les *Pellionella* (Pl. 2). Il comporte une ou deux assises cellulaires extérieures fortement colorées et une ou deux intérieures hyalines. Très rarement, le tissu sporifère s'étend jusqu'à l'ostiole.

La forme de la pycnide ne peut être prise comme caractéristique d'une espèce, elle varie souvent selon l'hôte, l'organe et le tissu envahi, ainsi que divers facteurs extérieurs : nutrition, état hygrométrique, présence des hyperparasites, etc... Déformée dans le cas d'un tissu dur (bois, chaume d'une céréale) (Pl. 5), elle est régulière sur le zeste des agrumes (Pl. 14), l'épiderme des bananes, l'écorce des tiges et les milieux de cultures synthétiques.

Les mêmes souches nous ont donné en culture sur diverses plantes des pycnides bien formées et régulières (Pl. 2), en même temps que d'autres déformées (Pl. 10) : ex. *D. Evonymi*, *D. Tamaricis*. Le mode de formation et d'évolution de la pycnide (chapitre VI) peut avoir une influence sur sa forme. La pycnide érumpante ovoïde, sphérique, est toujours bien formée, tandis que celle qui demeure intramatricielle est en général aplatie, allongée, déformée. La présence de deux ostioles, ainsi que d'autres anomalies peuvent amener des modifications de la forme (Pl. 4 et Pl. 10).

DISPOSITION.

Dans la nature, on peut trouver jusqu'à 50 pycnides par cm². Ex. : *D. Cytisi* Auers., *D. microsporella.* En culture elles sont plus nombreuses. Ex. : *D. matalensis* en produit 100 et *D. voglinoi* 200. Sur l'écorce les pycnides sont plus nombreuses que sur le bois ou les feuilles, sur ces dernières elles apparaissent sous forme de petites ponctuations noires, visibles à l'œil nu sur les taches nécrosées (Pl. 18).

LIEU DE FORMATION.

a) *Feuilles:* la pycnide peut se former dans le tissu palissadique et le tissu lacuneux. Souvent les deux tissus sont fortement détruits et les ostioles se présentent tant sur la face supérieure que sur la face intérieure. Ex. : *D. hedericola*, *D. foliicola*, etc. Dans d'autres cas c'est le tissu lacuneux qui se détruit le premier. Ex. : *D. microsporella.* L'épiderme de la face supérieure déjà sèche, éclate sous la pression de l'ostiole.

b) *Ecorce:* l'assise subérophellodermique est le tissu préféré par les *Phaeodidymae.* Le liège peut être détruit complètement, mais souvent ses cellules sont déformées, comprimées, et se séparent du phelloderme; ce dernier est détruit plus facilement et disparaît complètement quand la fructification se produit (Pl. 2). Les fibres péricycliques, le liber primaire ainsi que les cônes libériens secondaires sont toujours attaqués et la pycnide peut aussi s'y installer. Ex. : *D. Loranthi*, *D. siliquastri*, *D. maculata*, *D. inquinans*, *D. mamilana*, *D. inconspicua.* Un second lieu d'élection pour la formation de la pycnide est le cambium. L'assise génératrice libéro-ligneuse est très souvent envahie, et la pycnide se forme sur le bois secondaire de la dernière année. Dans quelques cas le bois aussi est envahi et les pycnides peuvent s'y développer. Ex. : *D. xylogena* (Pl. 16).

COULEUR :

Les pycnides ont extérieurement une couleur assez foncée. Cette coloration dépend du pigment du mycélium. Elle commence à se présenter assez nettement dans les hyphes qui collaborent à la formation de la pycnide. Toutes les cellules de la zone externe de la pycnide sont toujours colorées. Leur teinte dépend du genre. Brun olivacé pour les *Microdiplodia* (Pl. 17) ex. : *Microd. Alni*, *Microd. Alpataci*, *Microd. Antirrhini*, *Microd. frangulae*, *Microd. laurina*, *Microd. perpusila*, *Microd. Platani*, *Microd. sparti*, *Microd. subtecta*, *Microd. visci*, etc. Elle est brun foncé chez les *Diplodia* (Pl. 14) : ex. *D. cylindrospora*, *D. albo-zonata*, *D. virginiana*, *D. cyparissa*, etc., olivacé foncé : ex. *D. ailanthina*, *D. Marsdeniae*, *D. spiraeae* Thum. *D. Harioti*, ou noires : ex. *D. Rosmarini*, *D. Aloysiae*, *D. Fairmani* et la plupart des *Botryodiplodia* (Pl. 15).

La coloration foncée et le desséchement de la membrane amènent à la formation d'une paroi dure et noire, qui résiste à toutes les difficultés climatiques, pressions mécaniques, et protège le contenu du receptacle. Dans le cas où les assises externes de la paroi sont vivantes, la coloration de leurs cellules est très faible, les globules lipidiques étant encore dispersés dans la masse protoplasmique. Ex. : la base des pycnides hémisphériques jeunes. La couleur de la pycnide peut être considérée comme caractère valable des espèces.

PAROI :

La paroi de la pycnide est constituée par un nombre varié d'assises cellulaires. Une paroi très mince peut être formée d'une assise externe de cellules mortes, vides, dures, à

membrane plus ou moins épaisse, d'une assise interne de cellules incolores aplaties, et d'un tissu sporifère réduit à une ou deux assises étalées sur la base de la pycnide (Pl. 3) : ex. *Microd. lichenicola*, *M. leucalenes*, *M. minuta*, *M. anograe*, etc. Dans d'autres cas les trois tissus constituant la paroi peuvent être assez volumineux et distincts :

a) *Zone externe.* Près de l'ostiole la paroi comporte une ou deux assises (Pl. 3), vers le col elle est plus épaisse (Pl. 2). Le reste de la moitié supérieure de la paroi est composé de deux à six rarement 10 assises de cellules dures, hexagonales, selon l'espèce (Pl. 3). La partie basale a une paroi bien différenciée dès le début de sa formation, avec des filaments nombreux assurant la nutrition de la pycnide (Pl. 2). Fréquemment un véritable *subiculum* est formé par des assises superposées des cellules extérieures : ex. *D. natalensis* (Pl. 14).

b) *Zone interne.* Les cellules qui constituent la zone interne de la paroi de la pycnide sont toujours hyalines, à membrane mince, plutôt allongées, pressées sur la zone externe. Près de l'ostiole la zone interne est réduite à une seule assise qui plus tard se colore et fait partie de la paroi externe (Pl. 3) ; chez les *Pellionella* elle est composée, près du col, de plusieurs assises (Pl. 3) et contribue à déterminer sa consistance. A la base elle comporte un nombre d'assises déterminé pour chaque espèce. Dans les pycnides mûres la membrane des cellules de la paroi interne se colore en brun-jaune.

c) *Tissu sporifère.* C'est la partie de la surface interne de la paroi qui porte les pycnospores. Elle se compose de cellules végétatives qui naissent à la base de la pycnide en face des hyphes nourricières. Les cellules constituant la paroi sporifère se multiplient très rapidement et peuvent se diviser toutes les deux heures, de sorte qu'un tissu pseudoparenchymateux peut se former assez facilement : ex. *Lasiod. Theobromae*, *D. Voglinoi*, *Microd. Agave*, etc. Ce tissu se compose de trois à quelques dizaines d'assises de cellules turgescentes, hyalines, laissant parfois des méats entre elles (Pl. 7). C'est à la surface de ce tissu sporifère que les sporophores sont placés soit comme de simples protubérances apicales des cellules végétatives peu visibles (Pl. 7), ex. : *Microd. centrophila*, *M. maculata*, *M. Osmanthi*, *M. brachyspora*, *M. melaena*, *M. minor*, *M. perpusila*, *D. clavispora*, *D. melaspora*, *D. Trichini*, etc., soit comme de vrais conidiophores assez évolués (Pl. 7, 12), ex : *D. maculata* 7-8 μ, *D. curta* 14 μ, *Botryod. juglandicola* 11-14 μ, ou même très longs, ex. : *Botryod. longipes* 120-130 μ. Le tissu sporifère peut être limité à la base de la pycnide avec ou sans formation volumineuse au centre, ex. : la plupart des *Microdiplodia ;* il recouvre parfois la totalité de la surface intérieure de la paroi jusqu'au col, ex. : *Lasiod. Theobromae*. L'épaisseur et l'extension de ce tissu varient selon les espèces. La paroi de la pycnide présente des formations secondaires qui tendent à diviser la pycnide en plusieurs loges. Tantôt de « piliers » de cellules polyédriques non sporifères réunissant la base et les parois (Pl. 18), tantôt des simples prolongations du tissu sporifère, donnent à l'intérieur de la pycnide un aspect de dentelles devenant parfois de vraies parois interpycnidiales (Pl. 4).

Ostiole.

Dans la pycnide très jeune, on trouve seulement l'ébauche d'une ostiole. La pycnide mûre possède au contraire à son sommet, et dans la plupart des espèces, une formation bien organisée, constituée de cellules différenciées selon leur place, en forme d'une papille infundibuliforme. Une assise de cellules foncées forme le point apical de cette pupille qui, à l'état mûr, devient très dure. L'ostiole est presque toujours dolioliforme, ex. : *D. papillosa*, *D. Deodarae*, *D. ivicola*, *D. genistarum*, *D. consors*, *D. nerii*, *D. Kerriae*, etc. ou tronconique, ex. :

D. pustulosa, *D. Rubi*, *D. Vulgaris*, *D. Castanae*, *D. Persicae*, etc. (Pl. 3); sa forme n'est définitive qu'au moment de la libération des spores. Son diamètre ne varie guère dans le genre : 15 à 30 μ chez les *Diplodia*, 40-60 μ chez les *Macrodiplodia*. Diam. extrêmes : 100-130 μ chez *Metad. Eucalypti* et 15-18 μ chez *Microd. Lecanorae*. Deux spores peuvent en général sortir en même temps de l'ostiole. De tels cas ont été observés chez *D. tenuis* et *D. millegrana* (30 μ); *D. Diatrype* et *D. aucubae* (45 μ); *D. oospora* et *D. sapinea* (60 μ).

FENTE.

Dans le cas où une ostiole n'assure pas la libération des spores, ou si elle est complètement absente, le sommet de la pycnide mûre présente une fente simple ou astéroïde (Pl. 17). Parfois elle est péricyclique, de sorte qu'une calotte de la pycnide se sépare au moment de la libération des spores. Ex. : (Pl. 17) *D. herbarum* avec ses formes *compressa*, *Conyzae*, *Dianthi*, *Lactucae*, *Menthae*, *prasiicola*, et *Trifolii*, *D. baccharidicola*, *D. calycanthi*, *D. Camphorae*, *D. Chrysanthemi*, *D. Hellebori*, *D. medicaginis*, *D. Paulowniae*, *D. sedicola*. Nous croyons tous ces noms synonymes, les caractères micrométriques et anatomiques étant semblables. Nous avons réuni d'autre part tous les *Phaeodidymae* sans ostiole, dans le genre *Schizodiplodia* dont *Didymosporis* et *Didymosporiella* doivent être considérés comme synonymes, la rupture de la pycnide étant la règle. *D. Epilobii*, *D. Leptodactyli*, *D. leptospora*, *D. resurgens*, et les formes *Narrubii* et *Centaurae* de *D. herbarum*, sont aussi des espèces classées dans ce genre.

POILS.

Chez les *Phaeodidymae* les poils se présentent sous des formes variées; les uns à peine différenciés du mycélium aérien, ex. : *Chaetod. arachnoidea*, *Chaetod. Anthurii*, d'autres nettement différents du mycélium, rigides, ex. : *Chaetod. clavulispora*, *lecardiniana*, avec de nombreuses formes intermédiaires, les poils caractérisent les espèces du genre *Chaetodiplodia*. Chez *Rhynchodiplodia* ces poils se trouvent localisés autour de l'ostiole, tandis que chez *Lasiodiplodia* et *Lasiodiplodiella* ils englobent les fructifications.

Nous avons désigné les divers aspects de poils comme suit :

1. *Poils en Lasius:* Ce sont des hyphes mycéliennes aériennes, sans différenciation remarquable, dont la membrane est plus foncée et plus dure. De 100 à 500 μ de longueur, ils se présentent en masse considérable et forment un pseudostroma qu'on a nommé *Lasius* dans lequel les pycnides se forment (Pl. 9). Toujours séparés les uns des autres, ces poils sont ramifiés ou anastomosés, mais ils ne donnent jamais un vrai stroma à cellules polygonales, ex. : (Pl. 8) *Chaetod. Arachides*, *Chaetod. Coffeae*, *Botryod. crebra*, *Chaetod. grisea*, *Botryod. Manihotis*, *Lasiod. nigra*, *Chaetod. sobraliae*, *Chaetod. Vanillae*, *D. rapax*, etc... toutes ces espèces sont des simples synonymes de *Lasiod. Theobromae* (voir chap. VII, D).

2. *Poils fulcres:* il s'agit d'hyphes mycéliennes de grand calibre, longues, qui prennent naissance sur la moitié supérieure de la paroi externe, ramifiées ou anastomosées reliant ainsi une pycnide à l'autre. Ils sont analogues à ceux des *Erysiphaceae*, mais sans extrémité circinée : ex. *Chaetod. arachnoidea*, *Anthurii* (Pl. 8).

3. *Poils raides:* courts ou longs. Ils naissent sur la surface de la pycnide et peuvent la couvrir totalement; leur surface peut être granulée, ex : *Chaetod. anceps*, ou lisse ex. : *Chaetod. clavulispora*, *hirta*, *Caesalpiniae* (Pl. 8); simples chez *Chaetod. anceps*, *tiliacea*, *velata*, *seaphorthiae*, ils sont cloisonnés chez *Chaetod. Lecardiniana*.

Quand ils naissent sur la paroi, les poils sortent des cellules de la paroi externe par une protubérance souvent visible (Pl. 8). Leur nombre par pycnide varie selon les espèces; une centaine de poils rigides se trouvent chez *Chaetod. caulicola.* Il peut être très grand pour les espèces à poils souples. Légèrement plus grand à leur base, leur diamètre diminue jusqu'à leur extrémité.

Leur membrane est très épaisse, et pourvue de cloisons très apparentes, de plus en plus espacées vers l'extrémité, ex. : *Chaetod. tiliacea, Chaetod. anceps.* Il paraît que le rôle des poils, en général protecteur, dépend aussi de leur forme, ainsi que de l'espèce. Ils peuvent avoir un rôle nourricier quand ils sont en lasius chez *Lasiodiplodia.* La forme et les caractères micrométriques des poils sont des caractères valables pour la distinction des genres et des espèces.

TAILLE.

C'est un caractère sur lequel se fonde actuellement la systématique des *Phaeodidymae.* Les auteurs ont cru que les dimensions des pycnides étaient stables pour une espèce. Nous avons pu constater qu'un même champignon, ex. : *Lasiod. Theobromae,* peut former des pycnides dont les dimensions varient de 100 à 300 μ. D'autre part dans une pycnide languissante de *D. hederae* nous avons observé la formation d'une autre pycnide, du même champignon, occupant un petit espace de la cavité. Cependant les dimensions extrêmes des pycnides peuvent être prises en considération, elles sont plus ou moins stables pour les espèces, mais pas pour les genres ex. : *Microd. Bryoniae* (50 à 150 μ), *D. Lecanorae* (60 à 120 μ), *D. xanthoxyli* (70 à 100 μ), *Microd. Rutae* (80 à 120 μ), *Microd. strelitziae* (90 à 100 μ), *D. Eucalypti* (175 à 300 μ), *D. symphoricarpi* (200 à 280 μ), *D. tamaricina* (180 à 330 μ), *D. Evonymi* (200 à 350 μ), *D. subseriata* (350 à 500 μ), *D. sipolisiae* (500 à 1000 μ), *D. calecutiana* (700 à 1000 μ), *D. macropyrena* (1000 à 1500 μ), *Bo. ostiolata* (1000 à 1500 μ) (dimensions sur l'hôte naturel) (Pl. 5).

B. PYCNIDES RÉUNIES DANS UN STROMA COMMUN

1. Le stroma.

La présence ou l'absence d'un stroma est généralement considérée comme étant un caractère essentiel dans la systématique de plusieurs groupes de Champignons. L'importance de cet élément et son rôle chez les *Phaeodidymae* sont démontrés à la partie phylogénétique et systématique (chap. 6 et 7). Il se présente sous plusieurs formes. FUCKEL (8), LINDAW (14), SYDOW (25, 27), THEISSEN et WINTER, lui accordent une importance exagérée. Ils pensent que le nombre des loges est un caractère de l'espèce, dépendant du stroma : ex. : *D. triloculata.* Nous avons pu constater que ni les dimensions des pycnides formées dans un stroma, ni leur nombre, ne sont fixés au sein d'une espèce, ex, : *Lasiod. Theobromae, Botryod. Fraxini.* La distinction de BERKELEY (6), CESATI, FRIES (1, 16), LEVEILLÉ (5), NITSCHKE, de NOTARIS, PEARSOON, TULASNE et V. HONNEL et d'autres, entre le stroma dont les loges sporifères sont sans paroi propre et celui dont les parois sont différenciées doit être conservée, mais des cas intermédiaires sont aussi à considérer. Les dénominations de TULASNE : str. *fructiculoso, repando-pulvinato, effuso, placentiformi* ne nous semblent pas caractéristiques. BREFELD, DE BARY, ELLIS et EVERHART, GŒBEL et TAVEL, se sont préoccupés du rôle du stroma mais n'ont pas résolu le problème. BACCARINI, DE JACZEWSKI, PEARSOON et TRAVERSO utilisent les termes : *Protostroma,* réceptacle complexe des Champignons

composés, mais ce sont là des distinctions non valables de même que le terme *Poikiloderma* pour désigner le stroma rudimentaire.

Pour les *Phaeodidymae* nous proposons la définition suivante du stroma : c'est le résultat de l'agglomération d'hyphes parallèles ou à disposition irrégulière, en masses prosenchymateuses ou synenchymateuses, sans croûte superficielle (avec une croûte, c'est un sclérote), disposées à la surface de l'hôte ou intramatricielles. Nous distinguons l'endo et l'ectrostroma, selon la structure méristématique (hyphes développées verticalement) ou secondaire (mésenchyme parenchymateux d'un haplostroma).

TAILLE.

Certains auteurs anciens ont considéré que les dimensions d'un stroma étaient toujours les mêmes pour un Champignon donné. Pour nous, un stroma, qui porte des pycnides, peut avoir des dimensions variées pour une même souche, mais l'aspect qu'il présente reste toujours presque le même. SACCARDO donne une valeur exagérée aux dimensions du stroma; exemples de dimensions mesurées chez des Champignons stromatiques : *Botryod. calamina* 1 à 2 mm, *B. Nerii* 1 à 2 mm, *B. Diospyri* 1 à 2 mm., *B. Rhois* 1 à 1,5 mm, *B. Hederae* 2 à 5 mm, *B. avellanaria* 2 à 3 mm, *B. curta* 0,5 à 1 mm, *B. Ingae* 0,5 à 2 mm, *B. Maranthae* 2 à 7 mm.

COULEUR.

Le stroma est extérieurement d'un brun foncé virant au noir, les cellules internes sont hyalines. Les stromas âgés sont entièrement bruns.

VALEUR SYSTÉMATIQUE DU STROMA.

SYDOW en 1926-1928 (voir partie écologique) pense que tous les *Phaeodidymae* possèdent à un certain moment de leur formation des pycnides incluses dans un stroma. Il croit aussi un stroma toujours présent à l'origine des fructifications obtenues en culture. Nous avons constaté que le stroma n'était présent que chez quelques espèces seulement, et il est un des caractères les plus importants, surtout quand il précède la formation des pycnides. Pour mettre en évidence la valeur systématique du stroma chez les *Phaeodidymae* il faut chercher des pycnides groupées dans un tissu largement envahi par les hyphes mycéliennes, la présence d'une seule pycnide n'étant pas suffisante pour montrer sa valeur. Un Champignon qui, dans la nature, présentait un stroma en possédait aussi en culture. Dans certains cas, la présence du stroma en culture ne se manifeste qu'après la formation des pycnides secondaires. Cette pré- ou post-formation du stroma par rapport à la première pycnide est toujours un caractère systématique valable d'une espèce. La préformation du stroma facilite la classification d'une *Phaeodidymae*, le cas contraire obligeant à un examen prolongé de 4-6 mois.

C'est sur le caractère de la présence ou de l'absence du stroma, de sa pré- ou post-formation, par rapport aux pycnides, que nous avons fondé en partie la systématique des *Phaeodidymae*. Chez ces champignons stromatiques, le stroma se forme donc bien avant l'apparition des pycnides, dans l'écorce, et pousse à sa surface libre, dans des fentes et des cavités des tissus, comme une masse compacte et dure, ou bien après les pycnides constituant une enveloppe ou un *subiculum* de ces dernières. Les stromas du premier cas caractérisent les genres *Botryodiplodia*, *Syndiplodia*, *Paradiplodia*, *Placodiplodia*, ceux du dernier cas le genre *Metadiplodia*.

VARIATIONS DU STROMA.

Plusieurs facteurs interviennent pour modifier la forme du stroma. Nous distinguons : *a*) la texture du support : un tissu dur envahi (bois, vaisseaux), rend souvent difficile l'extension du Champignon, le stroma est alors considérablement limité ; *b*) l'âge du Champignon. Le stroma devient avec le temps de plus en plus volumineux surtout avec des fructifications en culture ; *c*) l'organe envahi de la plante. Les feuilles par exemple ne permettent qu'une formation limitée du stroma. Sur milieu nutritif, les caractères des souches en cultures ont aussi une valeur importante, le stroma ayant besoin, pour se former, de substances de réserves considérables. Sur fruits nous avons obtenu des stromas assez développés, de diamètre plusieurs fois égal à celui reconnu pour le même champignon récolté dans la nature (Pl. 19). La disposition linéaire du stroma sur l'écorce dépend de la struture de la plante, des fentes de l'épiderme, ainsi que de la présence d'un stroma plus âgé qui facilite les formations secondaires; ce n'est donc pas un caractère valable pour définir une espèce. C'est ainsi que nous ne considérons pas *D. seriata* Lév. comme une espèce valable, LEVEILLÉ s'étant seulement fondé sur le mode particulier de la formation des pycnides en série, sur l'échantillon récolté; ce champignon est synonyme de *D. spursa*, *D. atra*, *D. inquinans*, *D. eructans*, etc. Par contre plusieurs cas de formation linéaire de pycnides suivant la structure de l'écorce, sont connus, ex. : *D. Bignoniae*, *D. ephedricola*, *D. Henriquesii*, *D. interrogativa*, *D. pinnarum*, *D. spartii*, etc.

2. *Les pycnides elles-mêmes.*

Les pycnides se formant dans un stroma, se présentent presque toujours en groupes; leur forme, taille, mode de formation, structure, diffèrent beaucoup de ceux des pycnides libres. Les caractères essentiels ont été jusqu'alors mal observés, et la systématique fondée sur des caractères secondaires est confuse.

FORME.

La forme de la pycnide immergée dans un stroma dépend surtout du rapprochement des loges sporifères et de la structure du stroma. Dans le cas où plusieurs pycnides sont formées dans un stroma, la masse entière est occupée par les loges, ex. : *Botryod. insitiva*, *Botryod. spiraeae*, *Botryod. ingae*, ces espèces dépourvues d'ostiole sont d'ailleurs transférées dans le genre *Placodiplodia*. Les parois intermédiaires deviennent minces et la forme des pycnides souvent polygonale, la partie de la paroi de la pycnide située vers la paroi externe du stroma reste toutefois arrondie. Quand une seule pycnide occupe le stroma, cas rare, sa forme, est à peu près ovoïde ou sphérique, ex. : *D. conigena*, *D. Rosae*, *D. conspersa*, *D. inquinans*, *D. punctata*, etc.

DISPOSITIONS.

Les pycnides naissant dans un stroma sont disposées l'une près de l'autre selon l'un des ordres suivants :

a) *Disposition en ligne.* — C'est le cas d'un stroma allongé et étroit dans lequel les pycnides sont disposées en une ligne. Cette présentation considérée comme caractère valable spécifique est due au hasard, à la dureté de l'écorce, le stroma formant selon le support, une crevasse étroite ou allongée. Elle n'est donc pas un caractère valable même pour une couche donnée.

b) *Disposition en plaque* (Pl. 20). — C'est le cas d'un stroma aplati qui porte des pycnides situées dans toute sa masse, l'une près de l'autre, sur le même niveau. Nous distinguons le stroma à formation lâche et à pycnides séparables, ex. : *Botryodiplodia ;* celui dont les pycnides se forment aux dépens des cellules parenchymateuses stromatiques, ex. : *Syndiplodia*, *Paradiplodia*. La disposition en plaque présente quelquefois des modifications intéressantes : chez *Botryod. valsoides* les ostioles à long col, bien différenciées, émergent à la surface. Chez *Microbotryod. minor* les ostioles saillantes sont à long col. Ces cols parfois fasciculés perforent l'épiderme, etc. Dans d'autres cas, les fentes dues à la rupture de la surface du stroma arrivent à morceler le stroma, les pycnides en plaque émettant ainsi leurs spores en même temps, ex. : *Botryod. ficina*, *B. Spiraeae*.

c) *Disposition superposée*. — C'est le cas d'un stroma bien développé, à dimensions assez considérables dans lequel les pycnides se trouvent plutôt serrées les unes contre les autres, disposées en plusieurs étages depuis la base jusqu'au sommet du stroma. Une coupe faite dans n'importe quel sens, montre toujours plusieurs loges sporifères dont l'état de maturité dépend de leur distance de la base, et de leur situation par rapport à la périphérie du stroma (Pl. 19), ex. : *Botryod. Ingae*.

Pour déterminer la disposition des pycnides, il faut chercher des stromas bien mûrs, dont les pycnides situées à la périphérie sont déjà vides. On peut ainsi examiner s'il s'agit d'une formation en plaque uniforme, ou d'une formation superposée. Ces caractères n'ayant pas été pris en considération jusqu'ici, les *Phaeodidymae* stromatiques étaient groupés dans les *Botryodiplodia*, qu'il s'agisse d'un vrai ou pseudo-stroma, et des pycnides séparables ou non, ostiolées ou astomes. La distinction, par certains auteurs, du stroma en lignes, a d'ailleurs rendu assez délicate la nomenclature.

LIEU DE FORMATION.

On croyait jusqu'à présent que le stroma ne se formait jamais sur les feuilles et qu'il n'était qu'un caractère des parasites du bois et des fruits. On a donc différencié les *Phaeodidymae* en carpophiles, xylophiles et phyllophiles (ou fructicoles, lignicoles et foliicoles), ex. : *D. carpogena*, *D. carpophila*, *D. lignicola*, *D. rhizophila*, *D. rhizogena*, *D. anthophila*, *Diplodiella fructicola*, *Diplodiella lignicola*, *Bortryod. carpophila*, *Microd. fructigena*, etc. Nous avons pu au cours de nos recherches, isoler plusieurs *Phaeodidymae* qui parasitaient tous les organes d'une plante depuis les racines jusqu'aux feuilles. Nous avons constaté qu'il n'existe pas, par ex. : pour *D. Castaneae*, une forme *corticola*, une autre *radicicola*, *foliorum*, *carpophila*, etc., mais la même souche peut envahir toutes les parties de l'hôte, ces formes étant de simples synonymes. Nous avons isolé chez les agrumes *Lasiod. Theobromae* qui s'installe aussi bien sur le bouquet des fleurs, sur les rameaux, le tronc ainsi que le zeste des fruits. Le même Champignon détruit en quelques semaines des tomates à la fois la plante, les fruits et les fleurs.

Feuilles (Pl. 20). — Sur la feuille on trouve parfois seulement les ébauches d'un stroma, un *subiculum*, et ce n'est que dans le cas d'une feuille charnue, telle que celle de l'agave, que le développement peut être complet. Seul un œil exercé peut déceler la présence d'un stroma réduit, dans une feuille. Le tissu palissadique étant moins envahi; c'est dans le tissu lacuneux qu'il faut plutôt chercher le stroma, ou à la surface même de la feuille.

Écorce. — C'est particulièrement sur l'écorce que le stroma atteint son développement complet, propre à l'espèce. Les souches dépourvues de ce caractère forment les pycnides librement, ex. : *D. natalensis*, *D. voglinoi*, *Microd. Agave*, *Microd. microsporella*, etc. Les pycnides formées dans un stroma croissant dans l'écorce sont parfois serrées. Ex. : *Botryod. anceps*, *Botryod. juglandicola*, *Botryod. compressa*, *D. Fraxini*, etc. Mais leur développement n'est pas gêné, l'écorce étant rejetée sous la pression du stroma en formation. Ex. : *B. varians*, *B. melliae*, *B. sydowiana*, etc. (Pl. 19 et 20).

Bois. Fruits. — Sur le bois le stroma se présente à la surface et couvre à peine les pycnides. Il donne l'apparence de la forme *Diplodiella* avec bases des fructifications confluantes. Sur le péricarpe ligneux, le stroma est aussi réduit. Quant aux pycnides elles sont mal disposées et serrées les unes contre les autres. Les fruits à péricarpe mou, offrent aux *Phaeodidymae* un milieu bien favorable. Nous avons noté de nombreuses variations de fructifications selon les espèces. Ex. : *Lasiod. Theobromae* donne des fructifications plutôt simples sur fruits du caféier, tandis qu'il en forme de très complexes sur les bananes. *Botryod. Juglandicola* donne des formes simples sur fruits assez développés, tandis qu'il en présente d'autres beaucoup plus complexes sur les fruits jeunes. Les pycnides formées dans un stroma sont en général plus petites que celles qui sont libres, ex. : *Botryod. calamina* 180-200 μ, *Botryod. Rhoina* 180-200 μ, *Botryod. Meliae* 150-200 μ, *Botryod. Chamaeropsis* 280-300 μ, *Botryod. curta* 200-250 μ, *Botryod. anceps* 300-400 μ, *Botryod. pyrenophora* 400 μ, *Botryod. minor* 500 μ, *Botryod. Tanariae* 500 μ, *Botryod. Crataegi* 408-500 μ, *Botryod. Chamaedorae* 350-400 μ, *Botryod. sphaerioides* 500-600 μ, *Botryod. digitata* 700-800 × 150 — 175 μ, *Botryod. spiraeae* 250-100 μ.

Paroi.

La paroi des pycnides formées dans un stroma n'a pas jusqu'alors été suffisamment prise en considération pour la systématique. Elle nous paraît pourtant être un caractère des plus importants car elle se présente assez différemment selon les divers genres et c'est un caractère toujours stable pour une même espèce. Nous distinguons les espèces dont les pycnides ont une paroi propre de celles dont les pycnides ont une paroi non différenciée du stroma. D'autre part une paroi commune à plusieurs pycnides voisines ne doit pas être confondue avec des parois séparées. Ainsi nous avons rassemblé d'une part, chez *Syndiplodia* et *Placodiplodia* (Pl. 19, 20) les espèces à paroi des pycnides non différenciées, ex. : *Botryod. Gleditschiae*, *Botryod. hypoxyloidea*, *Botryod. aterrina*, *Botryod. Nerii*, *Botryod. Mangae*, etc. et d'autre part chez *Botryodiplodia* (Pl. 15, 19), *Microbotr.*, et *Paradiplodia*, les espèces à paroi propre.

Zone externe: a) Zone externe propre à chaque pycnide, différenciée du stroma ; elle est constituée de cellules provenant du stroma, qui deviennent de plus en plus grandes, et qui prennent une couleur assez foncée ; cette taille et cette couleur donnent finalement à la loge la forme d'une véritable pycnide. Du stroma il ne reste à la fin que quelques cellules à la base. C'est notamment le cas chez *Botryod. juglandicola*, *Botryod. Meliae*, *Botryod. hypodermia*, *D. valsoides*, *D. compressa*, etc. *b*) Zone externe différenciée du stroma, mais commune à deux pycnides. Dans ce cas les pycnides développées dans le stroma ne se séparent pas à maturité. La différenciation des cellules s'opère de la même façon que dans le cas des parois propres à chaque pycnide, mais la zone comporte des assises de cellules incolores ainsi que du tissu sporifère de deux côtés. Ce caractère est constant et se présente avant la maturité des spores. Ex. : *Placodiplodia copelandi*, *Botryod. atro-violacea*, *Botryod. chamaeropsis*, *Botryod. insitiva*, *Botryod.*

saginata. *c*) Zone externe non différenciée commune : la maturation du stroma entourant les loges sporifères se fait uniformément de sorte qu'on trouve au début de la formation des pycnides une paroi indistincte à cellules hyalines dont la couleur est modifiée selon le degré de maturation. Il n'y a pas de zones distinctes ni de parois limitées autour des loges, ex. : *Botryod. ingae*, *Botryod. Tanaria*, *Botryod. ficina*, *Placod. parinarii.* Le nombre des assises de la zone externe dépend de l'espèce, ex. : *Botryod. ostiolata* : 3-5, *Botryod. valsoides* : 5-20, *D. variispora:* 5-7, *D. macrosperma:* 10-15, *Botryod. atroviolacea:* 10-18, *Botryod. ficina:* 15-25, etc.

Zone interne de la paroi. Elle est constituée de 2 à 5, rarement jusqu'à 10 assises de cellules polyédriques ou allongées, hyalines, turgescentes, à membrane mince, ex. : *Botryod. Gleditsshiae:* 3-5, *D. hypoxyloides:* 3-5, *D. loculata:* 3-8. Elle ne diffère donc pas de celle des pycnides libres. Nous avons noté qu'elle tend à former parfois des îlots. Ex. : *Botryod. insitiva*, *Botryod. tamaria*, *Botryod. meliae*, *Botryod. Saccardiniana.*

Tissu sporifère. Le revêtement intérieur par le tissu sporifère de la surface des loges d'un stroma, est toujours complet par opposition à celui des pycnides libres. Les pycnospores naissent donc tout autour, le long de la paroi interne des loges. Le tissu sporifère assez développé au début de la formation de la pycnide se réduit au fur et à mesure qu'elle s'accroît, et arrive à se réduire à quelques assises de cellules, quand la pycnide atteint sa forme définitive. Ces cellules allongées forment un nombre d'assises déterminé pour une espèce. Ex. : *Botryod. anceps:* 3-10 (25 à la base), *Botryod. hypodermia:* 5-8 (12 à la base), *Botryod. varians:* 3-10, *Botryod. compressa:* 3-4, *Botryod. scabrosa:* 7-12, *Botryod. congesta:* 8-12, *Botryod. pyrenophora:* 8-12, etc.

La libération des spores, assurée par les ostioles, chez les *Botryo* – et *Syn-diplodia* ou les fentes, chez les *Para* – et les *Placodiplodia*, donne au stroma la forme définitive, noire, pleine de trous, souvent abris pour les œufs des petits insectes.

Ostiole.

Elle se présente souvent comme un petit cratère punctiforme à la surface du stroma, mettant en communication l'intérieur de la loge, avec le milieu externe. Formée de quelques couches de cellules colorées, ex. : *Botryod. varians*, *Botryod. minor*, elle forme parfois de longs cols séparés, ex. : *Botryod. meliae*, *Botryod. acerina*, ou fasciculés, ex. : *Botryod. ostiolata*, *Botryod. valsoides*, etc. Des ostioles très petites : *M. paupercula*, ou atypiques : *D. diatrype*, ou encore très grandes : *D. elaeagnella* déterminant aussi parfois quelques espèces.

Fente.

Des fentes à la surface du stroma se présentent souvent dans toutes les directions (Pl. 20). L'aspect quelquefois astéroïde ou polygonal des fentes a fourni jadis le caractère distinctif de quelques espèces; il n'est pas valable, les ruptures de la surface étant toujours irrégulières; les fentes sont provoquées par le desséchement des parties externes du stroma, et par les éléments de néoformation des pycnides; elles se produisent donc toujours où la paroi est la plus mince. Parfois les fentes se présentent, indépendamment de la forme dustroma, près des loges mûres, en le déchirant complètement. Nous avons notamment observé ce phénomène chez *Botryod. Pritzeliana*, *D. Arecae*, *Diplodiopsis microspora*, *Botryod. saginata*, *Botryod. tanaria*, etc.

C. FORMES INTERMÉDIAIRES

1. Pycnides pluriloculaires.

On trouve parfois des pycnides séparées, couvertes d'un stroma, volumineux ou réduit à quelques couches de cellules, qui portent plusieurs loges communiquant avec la loge centrale portant l'ostiole. Nous avons suivi l'évolution de telles pycnides et nous avons constaté qu'elle est due à une post-formation stromatique sans valeur systématique réelle (Pl. 4). Ces loges formées par le tissu sporifère dans la grande cavité pycnidiale arrivent rarement à la diviser complètement. A maturité le tissu sporifère disparaît et la forme dentelée de la paroi interne n'existe plus, les loges se détruisant, et la cavité centrale regagne les dimensions de la pycnide. On peut facilement reconnaître cette origine de pycnide, car les parois communes des loges formées par le tissu sporifère restent toujours incolores. Un diaphragme évanescent est parfois visible avant la destruction complète du tissu sporifère. Les pycnides pluriloculaires deviennent donc des pycnides séparées à maturité, par destruction du tissu sporifère formant les parois des loges. Nous avons remarqué ce phénomène chez plusieurs espèces. Ex. : *Lasiod. Theobromae*, *D. Tamaricis*, *D. Evonymi*, etc.

2. Pycnides plurilobulaires.

La base de ces pycnides est presque toujours dans un stroma ou *subiculum*. Cette forme diffère des pycnides pluriloculaires du fait que, non seulement le tissu sporifère prend part à la formation des loges secondaires, mais aussi le tissu de la zone interne, au moins dans la partie supérieure de la pycnide (Pl. 18). Il résulte ainsi une formation dont la partie inférieure est uniloculaire ou à peine divisée, mais dont la partie supérieure est profondément divisée en lobes, chacun d'eux possédant une ostiole. Les protubérances formant les lobes sont dues à la participation de la zone externe qui assure aussi la formation des ostioles. L'émission des spores est possible aussi de tous les côtés de la fructification. Une telle pycnide âgée, montre les restes persistants, colorés, des îlots du tissu parenchymateux, à la surface irrégulière de la paroi interne. La présence des lobes sporifères dans une pycnide composée est constante et peut coexister avec les pycnides demi-enfoncées dans un stroma, la présence d'une ostiole pour chaque lobe étant aussi la règle. Ex. : *Botryod. anceps*, *Botryod. avellanaria*, *Botryod. Eucleae*, *Botryod. malorum*, *D. indica*, *D. acerina*, *D. juglandicola*, etc.

3. Pycnides groupées séparables.

Les pycnides se présentent très fréquemment groupées chez les *Phaeodidymae*. Jusqu'à présent on a réuni sous le nom de *Botryodiplodia* des fuctifications portant des pycnides groupées avec ou sans stroma, avec ou sans paroi commune. Des préfixes tels que *syn-para-placo*, etc. ont également été utilisés, mais ils ne caractérisent que quelques espèces. Il nous semble que des espèces à pycnides groupées sans qu'un stroma les unisse, ayant chacune leurs parois propres, doivent être réunies dans un même genre. Saccardo a mis dans le genre *Botryodiplodia* des champignons stromatiques ou à pycnides simplement groupées. Nous avons séparé les *Phaedidymae* présentant un vrai stroma sur lequel les pycnides apparaissent de ceux qui

en sont complètement dépourvus. Il nous reste les espèces qui présentent des pycnides groupées réunies ultérieurement par des hyphes lâches formant parfois un stroma peu évolué à la base des fructifications. Ces espèces sont groupées dans le genre *Metadiplodia.* Le nombre des pycnides jadis considéré comme caractère spécifique n'est pas fixe, dépendant de facteurs extérieurs, qui interviennent pour le réduire. L'hôte, la quantité de substances nutritives, le développement du mycélium, l'espace de tissu envahi, les matières de réserve de la souche, ainsi que le Champignon lui-même déterminent le nombre des pycnides à la fois groupées, théoriquement indéfini. On en trouve par exemple chez *Botryod. Pruni* : 4 à 5, *Botryod. compacta :* 8 à 12, *Botryod. Ribis:* 5 à 15, *Botryod. austriaca:* 10 à 18, etc. Par contre chez les espèces à pycnides séparées nous trouvons rarement 2 ou 4 pycnides quelle que soit la possibilité du *substratum* et de la souche en matières de réserve. Ex. : *D. solitaria*, *D. natalensis*, *D. voglinoi.* Ce caractère différencie aussi *Lasiod. Theobromae* et *D. natalensis* et rapproche beaucoup ce dernier de *D. frumenti.*

Mode d'apparition des pycnides groupées. Une première pycnide se présente sur la partie la plus évoluée de la colonie fongique. Peu après la formation de la pycnide primaire, d'autres se forment en cercle tout autour d'elle. La colonie augmente en même temps qu'une troisième formation concentrique apparaît à la limite extérieure de la précédente. Des formations concentriques à la pycnide centrale peuvent ainsi se succéder à mesure que le tissu envahi peut procurer les éléments nécessaires à leur croissance. Divers facteurs interviennent souvent pour modifier ou inhiber ces formations : manque d'espace, destruction complète du support, pression du tissu, hyperparasites, etc... et on trouve ainsi, pour la même souche, un nombre variable de pycnides groupées chez le même tissu ou encore sur différents hôtes. Nous avons par exemple noté les nombres suivants des pycnides groupées pour *D. Evonymi: Evonymus europaeus* 15, *Periploca graeca* 8, *Platanus* sp. 12-13, *Fraxinus excelsior* 6-12, *Styrax americana* 12-18, etc... L'apparition des pycnides secondaires peut exceptionnellement être presque simultanée à celle de la pycnide centrale, ex. : *D. pseudodiplodia*, *D. voglinoi*, *D. melaena*, *D. samararum*, *D. Hederae*, etc., mais ce caractère n'étant pas constant n'a pas une valeur systématique. Dans la plupart des cas les générations se succèdent et les pycnides extérieures sont les plus jeunes, celles du centre étant déjà détruites ou disparues. Ex. : *D. acerina*, *D. humuli*, *D. juglandina*, *D. moricola*, *D. profusa*, *D. rosarum*, *D. tamaricina*, *D. Taxi*, *D. Tini.* L'apparition simultanée ou successive des pycnides peut amener des confusions entre les genres *Diplodia* et *Metadiplodia*, seulement dans le cas d'une réapparition saisonnière des fructifications et non d'une poussée continue du champignon.

La forme « botrys » doit à notre avis être considérée comme appartenant seulement à des fructifications des espèces dont les pycnides apparaissent simultanément sur une base stromatique. Ex. : *Botryod. aromatica*, *Botryod. pallida*, *Botryod. hypodermia*, *Botryod. Dilleniae*, *Botryod. compressa*, *Botryod. Fraxini*, *Botryod. confluens*, etc... Le genre *Metadiplodia* doit contenir au contraire les espèces à pycnides groupées formées par étapes à intervalles variés, rarement simultanément formées, sans stroma, ou avec quelques hyphes basales. Ex. : *D. Buxi*, *D. inquinans*, *D. Mori*, *D. Pruni*, *D. saponariae*, *D. Siliquastri*, *D. Clematidis*, *D. horticola*, *D. tecta*, *D. ramulicola*, etc. La formation des pycnides en groupes doit être considérée toutefois comme caractère valable, constant pour les espèces qu'il caractérise, bien qu'elle puisse être parfois tardive, due à un développement saprophytique, la seconde année de l'invasion (Pl. 16). La constatation d'une fructification faite par étapes est toujours facile par un examen de l'état de

maturité de diverses pycnides du même groupe; la maturité au même degré chez toutes les pycnides, montre une poussée simultanée, par contre une maturité complète de la pycnide centrale, et l'état jeune des pycnides de la périphérie avec les stades intermédiaires dans les pycnides situées dans cet intervalle montre une formation successive mais contenue : cas des *Metadiplodia*.

La disparition de la pycnide centrale, dont quelques vestiges seulement peuvent se retrouver, à côté de pycnides jeunes montre des générations éloignées entre elles dans le temps : cas de quelques *Diplodia*. C'est ainsi que nous avons trouvé des affinités entre les pycnides groupées et nous en avons tiré des conclusions aboutissant à la classification des espèces.

Les espèces classées dans le genre *Metadiplodia* doivent, en outre, avoir des pycnides groupées, qui peuvent se toucher, être quelquefois déformées ou comprimées les unes contre les autres, avec ou sans points de jonction. Aucun stroma ne doit intervenir pour assurer la formation de ces pycnides rassemblées. Un simple amas d'hyphes formant un pseudo-stroma peut toutefois subsister entre les bases des pycnides, mais aucune déformation des parois, d'ostiole ou d'autres parties ne doit être inspirée par ce stroma. La paroi externe, interne, le tissu sporifère, l'ostiole sont formés chez les pycnides groupées, comme chez les pycnides libres, avec toutes les modalités possibles; rarement les points de jonction entre deux pycnides sont grands, même dans le cas concernant leur état individuel. Ex : *D. sarmentorum; D. macrostoma, D. visci, D. Artocarpi*, etc... Des facteurs mécaniques : vaisseaux, mycélium intramatriciel, tissu envahi peuvent aussi empêcher la séparation des pycnides groupées; ex : *D. libera, D. radicicola, D. Thujae*, etc. (Pl. 4).

4. Pycnides groupées non séparables.

Ici, aucun stroma ne renferme les pycnides : elles sont libres avec leur paroi propre, à la moitié supérieure du réceptacle; une ostiole assure pour chaque pycnide la dispersion des spores; la moitié inférieure d'une pycnide est en jonction avec celle d'une autre pycnide, de sorte que leur ensemble se montre inséparable. Les parois basales communes détruisent les pycnides à la séparation. Ce caractère nous paraît d'une valeur systématique limitée bien qu'il soit parfois fréquent chez : *D. mutila, D. Rosae, D. Aesculi, D. crataegi, D. inocarpi, B. mali, B. Pomi*, etc.; il s'agit en tout cas des pycnides groupées sans stroma. Au point de vue anatomique, la partie commune de la paroi est constituée seulement par la zone interne et le tissu sporifère, sans intervention de la zone externe; cette dernière se contente d'assurer l'accolement entre les pycnides (Pl. 5).

5. Le cas du genre Lasiodiplodia.

Les pycnides groupées peuvent être quelquefois liées entre elles par des filaments mycéliens aériens. Ces hyphes se trouvent souvent entre la surface externe de la pycnide et l'écorce environnante, mais dans certains cas elles prennent de l'extension et une densité élevée, arrivant ainsi à entourer les pycnides. Des pycnides secondaires se forment parfois sur des ramifications de ces hyphes qui constituent alors un véritable feutrage à la surface de l'hôte, ou du milieu de la culture. L'ensemble de la fructification ainsi réalisée donne d'abord l'idée d'un stroma, mais des coupes minces à travers les fructifications montrent les hyphes enche-

vêtrées, parfois collées les unes contre les autres, d'un brun foncé, qui sortant du *substratum* donnent naissance à des pycnides à paroi propre. Selon l'hôte, sa richesse en matières organiques, et la dureté du substratum, la forme du feutrage formé par les hyphes du Champignon peut varier; il en résulte une synonymie abondante, d'après le polymorphisme des Champignons de ce genre; ex. : *Lasiod. Theobromae* (Pl. 9).

6. Anomalie des pycnides.

Plusieurs anomalies peuvent être rencontrées dans les pycnides des *Phaeodidymae* (Pl. 5). C'est ainsi que l'ostiole peut quelquefois montrer un très grand pore de 80-180μ atteignant la plus grande partie de la face supérieure de la pycnide. Nous avons ainsi observé une pycnide de *D. Evonymi* (Pl. 5). Au contraire un ostiole à orifice très étroit ne permettant pas la sortie des spores a été rencontré chez *D. Calycanthi* et *D. Styracis*. Chez *Microd. microsporella* une pycnide portait deux ostioles situés l'un près de l'autre, indépendants et non revêtus du tissu sporifère à leur surface interne (Pl. 5).

2. SPORES

Le nom des *Phaeodidymae*, relatif au cloisonnement et à la couleur, montre clairement qu'il s'applique à des Champignons possédant des spores brunes, bicellulaires à l'état mûr. Dans quelques cas la coloration brune des spores, indice de leur maturité, ne se manifeste qu'après leur sortie de la pycnide.

TAILLE.

Les spores mûres ont des dimensions assez variables non seulement chez les espèces d'un même genre mais aussi chez les diverses souches d'une même espèce, dans les pycnides de la même souche, et même on remarque de notables différences entre les spores d'une même pycnide. Sans doute certains auteurs ont-ils exagéré ces variations, tel STEVENS (50-62) qui indique comme dimensions extrêmes des spores de *D. mutila* 20-50μ, faisant certainement confusion avec diverses espèces. Voici à titre d'exemple les tailles notées chez quelques-unes. *D. Warburgiana* 4-10 × 3-4μ, *Microd. Rutae* 6-10 × 2,5-3μ, *Microd. Frangulae* 8-12 × 3-4μ, *Microd. Oenotherae* 11-13 × 4,5-6μ, *Botryod. minor* 10-12 × 4-5μ, *Chaetod. caulina* 12-15 × 5-6μ, *D. spiraeae* 14-20 × 8μ, *D. tephrostoma* 18-25 × 8-10μ, *Diplodiella tonkinensis* 24-28 × 16μ, *D. ditior* 25-50 × 10-12μ, *D. longispora* 30-35 × 7μ, *Botryod. Carpinea* 28-35 × 13-18μ, *D. pytiophila* 35-40 × 16-18μ, *D. ligustricola* 60-70 × 25-30μ, *Macrod. Curryi* 65-77 × 14-10μ. Par contre nous avons parfois constaté que la plupart de celles d'une même pycnide, quelquefois celles d'une même espèce avaient des dimensions très stables. Ex. : *Microd. Ferrugineae* 3 × 1,5μ, *Diplodiella oospora* 7,6 × 6μ, *Botryod. Chamaeorpsis* 9 × 4μ, *D. brachyspora* 9 × 7μ, *D. radicina* 30-12μ, *D. megalocarpa* 37 × 12μ, *Macrod. Ulmi* 64 × 24μ. Comme exemple de variation de la taille des spores dans la même pycnide nous citerons : *D. heterospora* à spores de deux types, les unes de 18-26 × 9-10μ, les autres 22-36 × 14-20μ; *Botryod. compressa f. Toxicodendri* à spores de 15 × 6-7μ et de 21 × 7-8μ *D. variispora* à spores de 10-14 × 10μ et de 12-15 × 5-8μ, etc. Dans d'autres Champignons la taille des spores dépend de l'hôte. Chez *D. Natalensis* les spores varient comme suit : sur *Citrus limonum* 16-25 × 10-14μ, *Ficus carica* 20-28 × 10-14μ, *Citrus sinensis* 21-26 (32) × 10-13μ, *Ceratonia siliqua* 19-28 × 10-12μ,

Prunus sp. 21-30 × 9-12μ. Chez *Lasiod. Theobromae* nous avons constaté que les spores observées sur tiges, feuilles et fruits d'une centaine de plantes différentes, n'avaient pas de grandes variations de taille. Les dimensions des spores ont donc des limites propres pour chaque espèce, les longueurs extrêmes atteignant très rarement le double. Ex. : *D. natalensis* 16-32 μ. Nous avons observé que les dimensions fixes rares pour les *Phaeodidymae* à grandes spores sont fréquentes chez les *Microdiplodia*.

Comme caractère d'espèce, la taille des spores est donc assez valable, en tenant compte des dimensions extrêmes sur les différents hôtes; remarquons d'ailleurs qu'en culture les *Phaeodidymae* produisent des spores à dimensions moins variées que dans la nature.

Bien que la taille des spores puisse être un bon caractère spécifique, elle ne doit pas constituer le seul argument de distinction entre les genres. La création du genre *Microdiplodia* n'a pas de valeur systématique. Il y a d'ailleurs plusieurs espèces dont les spores mesurent entre 12 et 18μ, et dont les moyennes sont entre 14,5 et 15,5μ de longueur. Citons par ex. : *D. Adenocarpi* 14-16 × 6-7,5μ, *D. Akerbiae* 13-20 × 10μ, *D. Betae* 13-20 × 4-7μ, *D. Bumeliae* 14-18 × 6-8μ, *D. Catechu* 13-19 × 8-10μ, *D. Cathartocarpi* 13-25 × 5μ, *D. Caryotae* 14-16 × 6μ, *D. Citharexyli* 13-16 × 7-8μ, *D. Citri* 12-18 × 6-9μ, *D. cocoina* 11-18 × 7-9μ, *D. coryphae* 14-17 × 10μ, *Botryod. digitata* 13-17 × 6-8μ, *B. Diospyri* 10-20 × 8-10μ, *B. Eucleae* 14-22 × 7-11μ, *D. hypoxyloides* 12-16 × 4-5,5μ, *Microd. Miyakei* 10-16 × 4-5μ, *Microd. Noaeae* 13-17 × 6-9μ, *D. Oenocarpi* 14-22 × 9-12μ, *D. papillosa* 12-15 × 6-7μ, *D. polygonicola* 14-16 × 8-9μ, *D. pterophila* 10-16 × 2μ, *D. spinulosa* 14-18×8- 11μ, *D. Tamaricis* 11-16 × 5μ, *D. Uvulariae* 12-20 × 6-7μ, *D. Vaccini* 12-18 × 7-9μ, *D. Viciae* 14-16 × 5-6μ, etc. Toutes ces espèces étant à la limite entre les genres *Diplodia* et *Microdiplodia* ne pourraient donc être classées d'après la seule longueur de spores, tandis que l'examen microscopique des pycnides avec tous les détails anatomiques de leurs fructifications facilite leurs distinctions. Nous avons insisté pour mettre en évidence d'autres caractères que les dimensions sporales, qui justifieraient la distinction de ces deux genres. La structure membraneuse de la paroi de la pycnide chez les *Microdiplodia* est un critère beaucoup plus valable pour les formes intermédiaires, que les dimensions des spores. La taille des spores dépend aussi de leur stade de maturité; les jeunes, portées sur les sporophores, sont plus petites. Les spores adultes, septées, colorées sont parfois un peu moins grandes que celles unicellulaires, hyalines, détachées du sporophore. Seules les spores mûres doivent compter pour indiquer les dimensions réelles des spores d'une espèce.

Pour la systématique des espèces nous avons remarqué que le rapport de la longueur à la largeur était un indice important restant toujours invariable chez la même espèce même à des dimensions sporales assez variées. Ex. : *D. longispora* 4,5, *D. Juniperi* 2, *D. megalospora* 3, *D. phyllodiorum* 1,3, *Diplodiella oospora* 1,2, etc...

FORME.

Les spores des *Phaedidymae* sont toujours unicellulaires ovoïdes ou elliptiques, à l'état jeune. Cette forme se détermine au moment où la spore atteint ses dimensions définitives, peu avant son détachement du sporophore. La forme d'une spore âgée, bicellulaire, brune, peut être au contraire assez variée (Pl. 9). Nous avons noté les formes suivantes : ellipsoides : *D. Aurantii*, *D. Vineae*, *D. ampelina*, *D. Cassinopsidis*, *D. Rhoina*, *D. maura*, ellipsoides à ovales : *D. hesperidica*; ovoïdes-ellipsoides : *D. pterocarpi*; allongées-ellipsoides : *D. Sarothamni*,

oblongues-ellipsoides : *D. megalospora* ; cylindriques-ellipsoides : *D. argentina* ; cylindriques-oblongues : *D. illicicola*; oblongues : *D. staphyleae*, *D. clandestina*, *D. Frangulae*, *D. Farnesiana*, *D. Rosae*, *D. Pruni*, *D. Opuntiae* : oblongues-ellipsoides : *D. pustulosa*, *D. Bacchi*, *D. elaeophila*; ovales-oblongues *D. Sorbi*; ovoïdes à ellipsoides-oblongues *D. Siliquastri*, *D. seriata*; ovoïdes-elliptiques à oblongues : *D. viticola*; ellipsoides à ovoïdes : *D. radiciperda*; ellipsoides à piriformes : *D. subsolitaria*; piriformes : *D. piriformis*; fusoïdes : *D. ascochytula*; cunéiformes : *D. clavispora*; sigmoïdes : *D. Zeae.*

Dans une pycnide on peut trouver un grand pourcentage de spores de formes variées, les formes indiquées plus haut ne se présentant que sur 50 % de spores. Chez *D. interrogativa* les spores sont tantôt elliptiques, tantôt arrondies, tantôt ovoïdes. Chez *D. populina* elles sont oblongues ou ovoïdes, chez *Lasiod. Theobromae* elles sont allongées, ovoïdes, elliptiques ou parfois piriformes.

La forme de la spore dépend beaucoup de la présence de la cloison, qui provoque quelquefois un rétrécissement au niveau de son insertion sur la membrane externe. Ce rétrécissement des spores a été considéré comme un caractère spécifique, des espèces ayant été créées en tenant compte de la présence de ce rétrécissement : Ex. : *D. constrictula.*

Nous avons pu constater que le rétrécissement des spores au niveau de la cloison n'était pas toujours un caractère valable de l'espèce et que l'état de turgescence ou de plasmolyse ainsi que l'âge de la spore déterminaient parfois la présence de ce rétrécissement. Néanmoins, ce caractère peut être stable chez quelques espèces devenant alors un caractère secondaire de détermination. Voici à titre indicatif quelques espèces : *a*) à spores nettement rétrécies : *D. Amorphae*, *D. Chimonanthi*, *D. cupressina*, *D. extensa*, *D. inquinans*, *D. instructans*, *D. Juglandis*, *D. Lata*, *D. mammillana*, *D. Nerii*, *D. Punicae*, *D. rosarum*, *D. Roumegueri*. *D. tamaricina*; *b*) à spores légèrement rétrécies : *D. Buxella*, *D. carpini*, *D. cerasorum*, *D. ditior*, *D. Jasmini*, *D. laurina*, *D. Ligustri*, *D. Lilacis*, *D. Maclurae*, *D. Mori*, *D. Percicae*, *D. sambucina*; *c*) à spores non rétrécies : *D. ampelina*, *D. fulvella*, *D. Eleagni*; *D. hedericola*, *D. hesperidica*, *D. interrogativa*, *D. Molleriana*, *D. Pittospori*, *D. rhoina*, *D. Tini*, *D. Zeae.*

En culture, la plupart des spores portent un rétrécissement à maturité. Dans la nature on trouve souvent des spores mélangées, rétrécies ou non, dans la même pycnide : Ex. : *D. Australiae*, *D. Buxi*, *D. Imperialis*, *D. Myringae.* Le rétrécissement des spores pendant leur turgescence révèle parfois la présence d'une tunique interne dont il détermine l'épaisseur.

MEMBRANE.

L'épaisseur de la membrane sporale des *Phaeodidymae* est un caractère générique beaucoup plus que spécifique. Mince dans la plupart des cas chez les *Microdiplodia*, elle est plus épaisse chez les *Botryodiplodia.*

Nous distinguons trois couches successives constituant la membrane des spores (Pl. 3) : une externe ou primaire l'exospore, une lame secondaire la mésospore, et la couche la plus interne l'endospore. Ces trois couches n'ont pas la même épaisseur.

Exospore: de très faible épaisseur, incolore, elle couvre complètement la membrane chez les spores lisses et granulées, tandis qu'elle ne se trouve que sur les parties colorées des membranes ornementées; beaucoup plus visible chez la jeune spore encore incolore, elle présente moins de refringence que la mésospore. Chez la spore en germination, l'exospore est visible au niveau de la sortie du tube germinatif.

Mésospore: Lame assez épaisse; incolore mais très réfringente dans la jeune spore elle donne l'aspect de gel à la membrane des cellules des plantes supérieures. L'évolution de la mésospore pendant la maturation de la spore se fait assez différemment chez les diverses espèces. Chez *Lasiod. Theobromae* la mésospore reste longtemps incolore; mais c'est seulement sur les spores détachées que la mésospore commence à se différencier. Elle prend une coloration de plus en plus foncée en même temps qu'elle se déchire en rubans de sorte que l'ensemble présente l'aspect des fentes longitudinales. Chez *Microd. Agave* ces fentes de la mésospore sont très grandes, plus rapprochées entre elles, la mésospore ayant un aspect plissé. Chez *D. natalensis* et *D. Frumenti*, au contraire, les fentes sont moins visibles, la mésospore se déchirant peu. Chez d'autres espèces la mésopore présente des îlots foncés par place, la membrane devenant granulée, ex. : *D. granulosa*, *D. abnormis*, *D. megalospora*, *D. stangeriae*, etc. Pour la plupart des *Phaeodidymae* la mésospore est uniformément colorée ce qui donne à la membrane un aspect lisse. Toutes ces différences de la mésospore sont strictement propres à chaque espèce et nous considérons qu'elles doivent être retenues comme caractère de premier ordre pour la systématique. Remarquons que la striation et le caractère granuleux ou lisse de la membrane de la spore n'a pas fait jusqu'ici l'objet d'une étude, les spores avec ou sans ornementations sporales étant mises indifféremment dans le même genre. Nous avons classé les espèces à spores ornementées chez les *Strionemadiplodia*, *Lasiodiplodia*, *Granulodiplodia* et *Striodiplodia*.

Endospore: plus épaisse que l'exospore, mais beaucoup plus mince que la mésospore, elle reste toujours incolore, et continue. Souple mais résistante, elle ne permet pas le contact entre le cytoplasme et l'atmosphère; imperméable à l'air, elle peut se gonfler facilement dans l'eau. C'est sur cette couche que la mésospore repose, collée dans le cas des membranes lisses ou pliée dans le cas des membranes striées. A maturité l'endospore se rétrécit en une couche très mince.

Sous l'endospore nous avons constaté que le cytoplasme n'était pas libre, une membrane cytoplasmique enveloppe l'ensemble du contenu de chaque cellule de la spore. Cette membrane propre au cytoplasme ne fait pas partie de la membrane sporale, mais elle se présente particulièrement au moment de la germination, ainsi que dans le cas de la destruction accidentelle de la membrane sporale.

Pores germinatifs. Chez les *Phaeodidymae* il n'y a pas d'endroits fixes dans la membrane pour la sortie du tube germinatif. Elle ne présente aucun pore.

COULEUR DE LA MEMBRANE.

La couleur de la membrane est celle de la spore, le contenu étant toujours incolore (Pl. 2), à part les gouttelettes qui ne modifient pas cependant la couleur de la membrane de la spore.

Bien que la couleur de la membrane sporale soit fixe pour une espèce, elle dépend beaucoup de l'état de maturité de la spore. Nous avons distingué des spores mûres ayant les colorations suivantes : brun fuligineux : *D. Aurantii*; fuligineux opaque : *D. hesperidica*, *D. atrata*; fuligineux pâle : *D. Sophorae*; fuligineux : *D. subtecta*, *D. Aesculi*, *D. viticola*, *D. ramulicola*, *D. ilicicola*, *D. spurca*, *D. padi*; brun : *D. extensa*, *D. ampelina*, *D. rhoina*; olivacé fuligineux : *D. ulicis*, *D. rubicola*, *D. Cydoniae*; olivacé sombre : *D. nigricans*; olivacé clair : *D. ascochytulina*, chocolat foncé : *D. piriformis*; châtain sombre : *D. spiraeae*, *D. vineae*; presque noir : *D. Aca-*

ciae, *D. Lonicerae*; noir sale : *D. Coryli*, *D. melaena*. Bien que la couleur change et qu'on puisse avoir une gamme variée de spores moins foncées à plus foncées dans la population d'une même pycnide, ou entre quelques pycnides de la même souche, pour le même degré de maturité, la couleur des spores est à notre avis un des caractères principaux de l'espèce. Pour quelques *Phaeodidymae* c'est un caractère indicatif, tandis que pour d'autres il est très important. La couleur olivacée clair de *D. ascochytula* permet de reconnaître facilement cette espèce.

Pour la distinction des genres la couleur ne peut être prise en considération, toutes les teintes d'un brun clair au brun noir pouvant être rencontrées dans le même genre.

La couleur de la spore mûre peut varier entre le jaune pâle et le brun clair, et présenter plusieurs tons ce qui rend difficile de placer certaines espèces à la limite des *Hyalodidymae* et *Phaeodidymae*. Dans la partie systématique (chap. VII) nous donnons la liste des 14 espèces des *Phaeodidymae* reclassées parmi les *Hyalodidymae*; l'intensité de coloration des spores n'atteignant pas la limite adoptée pour les *Phaeodidymae*, d'un olivacé foncé ou brun clair. Ex. : *D. deformis*, *D. Dianthi*, *D. truncata*; etc... Par contre, nous retenons parmi les *Phaeodidymae :* *D. ascochytula* et *Ascochyta ribesia*, car leurs spores deviennent d'un brun clair à maturité. Des confusions sont souvent possibles avec les spécimens dont les spores restent longtemps très claires ou hyalines ex. : *Botryod. aesculina*, *D. ailanthi*, *D. Akebiae*, *D. arengocarpa*, *Botryod Chamaedorae*, *D. congesta*, *D. caespitosa*, *Botryod. Forsythiae*, *Botryod. quercicola*, *Botryod. pyrenophora*, *D. scabrosa*, etc.

Cloison.

Elle se présente soit avant la coloration de la membrane (passage par le stade *Hyalodidymae*), soit après cette coloration (passage par le stade *phaeosporae*). Le dernier cas étant le plus ordinaire, la cloison peut être présentée encore plus tard à la maturité, après le détachement du sporophore, ou même après la libération des spores, de la pycnide. Ex. : *D. Pinea*, *D. conigena*, *D. sapinea*, etc. (voir partie cytologique chap. V). La cloison se compose de trois couches : une mésospore colorée, revêtue par une endospore de chaque côté, ces endospores sont incolores, faisant chacune suite à l'endospore de la membrane sporale. La mésospore de la cloison a aussi une formation analogue à celle de la membrane, mais elle ne porte jamais d'ornementation.

Nous notons ici le cas de quelques *Sphaeropsidales* dont les spores brunes présentent une bande hyaline au niveau de la cloison médiane. Plusieurs espèces sont décrites comme appartenant aux *Phaeodidymae*, mais nous avons constaté que ces formations présentent les caractères des fructifications des genres *Capnodiastrum*, *Asterostomella*, etc. Il existe cependant une espèce à réceptacle de la forme des *Placodiplodia* qui présente une seule strie en anneau au niveau de la cloison médiane rappelant les *Leptostromatacene: Placod. parinarii* nov. sp. (Pl. 20). Bien que la cloison soit, en général, médiane chez les *Phaeodidymae* nous avons constaté chez quelques espèces des spores à cellules inégales. Montrant ce déplacement de la cloison vers l'une des extrémités de la spore on trouve : *a*) des spores à cellules globuleuses, inégales, nettement rétrécies au niveau de la cloison, dont la cellule basale est jusqu'à quatre fois plus petite que la cellule apicale; ex. : *Botryo. heterospora*, *B. compressa f. Toxicodendri*; *b*) des spores à cellules inégales, non rétrécies au niveau de la cloison, les deux cellules ayant la même largeur, et montrant un simple déplacement de la cloison; *c*) des spores à cellules inégales, non rétrécies : ex. : *D. variispora*, cuneiformes, ex. : *Chaetod. clavulispora* Speg.

Les cellules inégales des spores bicellulaires des *Leptostromataceae* peuvent présenter parfois des analogies avec les *Phaeodidymae*, ex. : le genre *Leprieurina* rapproché par Saccardo des *Diplodia*, mais la structure de la pycnide sépare facilement les deux groupes.

De cet exposé sur l'anatomie et la structure des spores des *Phaeodidymae* il résulte qu'il faut chercher ou attendre le vieillissement des pycnides avant de se prononcer sur le nom des *Sphaeropsidales*, et ne pas se contenter des fructifications jeunes (Pl. 2). Une cicatrice de la membrane de la spore au point d'adhérence avec le sporophore, déformation rappelant la base d'une assiette, reste parfois pour toujours à la spore.

Cet épaississement, en forme d'anneau, n'est pas visible quand le détachement est prématuré, la membrane encore souple, enlevant toute trace de cicatrice pendant sa coloration (Pl. 3).

On trouve souvent, surtout chez les vieilles pycnides, des spores dont la membrane est déformée. Ces anomalies consistent en un pli qui se produit dans l'une ou les deux cellules suivant le degré de plasmolyse. Dans d'autres cas, l'une des deux cellules reste atrophiée, sa membrane se déformant considérablement. Rarement on peut trouver des lacunes ou des fentes à la membrane (Pl. 10).

CONTENU DE LA SPORE.

Dans la jeune spore le contenu remplit uniformément la cavité; chez la spore âgée il forme une sorte de boule d'un brun noir. On a donné le nom des gouttelettes à ces concentrations protoplasmiques. Les auteurs ont pris en considération la présence ou l'absence des gouttelettes pour la détermination de quelques espèces. Nous tenons à dire que c'est un phénomène purement physique dépendant de l'âge des spores et de leur état de vie. Des espèces décrites avec des gouttelettes comme : *D. pustulosa*, *D. viticola*, *D. staphyles*, *D. Wistariae*, *D. Hederae*; *D. cytosporioides*, *D. Quercus*, etc. n'en présentant pas à un état moins avancé, avant leur dessèchement.

3. AUTRES FORMATIONS

A. SPOROPHORES.

La zone sporifère de la paroi pycnidiale émet des sporophores courts ou longs, qui prennent naissance isolément l'un près de l'autre et tapissent la surface bombée de la paroi.

FORME ET DIMENSIONS (Pl. 7).

Au début de leur formation, les sporophores sont cylindriques et mamelliformes, unicellulaires, hyalins. Rarement pluricellulaires ils ne sont jamais bifurqués. Dès leur formation ils présentent un renflement apical qui donne la spore terminale. L'allongement du sporophore se produit par la partie terminale en même temps que le renflement apical apparaît. La membrane du sporophore, mince au début, permet toute modification et orientation, due à la pression des spores environnantes. L'élongation se fait aux dépens des éléments protoplasmiques qui s'ajoutent à la périphérie. La taille et la forme du sporophore dépendent de l'espèce. Nous avons distingué des sporophores en forme : de tronc de cône, de papille, de mamelle, de bâtonnet, ou de filament; ils sont pour la plupart isolés, rarement fasciculés, ex. : *Botryod. Ingae*, *Botryod. Pritzeliana*. Les dimensions des sporo-

phores peuvent varier dans des limites très larges selon l'espèce. Ex. : *D. Perseana* 3 × 2 μ, *D. jasminicola* 5-6 × 4 μ, *D. Daturae* 5-6 × 2,5 μ, *D. crebra* 8-10 × 5 μ, *D. Loranthi* 10 × 3 μ, *Botryod. Batatae* 10-16 × 3 μ, *D. corchori* 10-20 × 4 μ, *D. Rhamni* 12-15 × 1,5 μ, *D. paraphysaria* 28-30 × 14-15 μ, *Chaetod. Arachidis* 40 × 2 μ. Chez d'autres espèces les sporophores ne sont pas visibles : ex. : *D. albotecta*, *D. anthophila*, *Microd. Capsici*, *Microd. Coryli*, *Microd. Heningsii*, *D. ureniana*, etc. Notons encore l'espèce : *Botryod. longipes* qui a des sporophores mesurant 120-130 × 3,5-4 μ. Dans la partie systématique nous désignons comme courts les sporophores de 7 à 12 μ; très courts ceux de 4-7 μ; moyens ceux de 12-15 μ.

Les dimensions de sporophores varient aussi dans la même pycnide. Pour 100 sporophores mesurés chez *Lasiod. Theobromae* les dimensions étaient les suivantes : 40 à 8 × 3 μ, 20 à 10 × 3 μ, 20 à 15 × 4 μ et 20 à dimensions extrêmes de 5 ou 25 μ de long.

La longueur des sporophores dépend aussi des dimensions de la pycnide. Chez *D. natalensis* nous avons constaté que dans des pycnides bien formées et volumineuses les sporophores mesurent de 2 à 5 μ de plus que chez les autres. L'amélioration des conditions de nutrition ne paraît pas modifier les dimensions des sporophores. Nous considérons donc que la présence ou l'absence du sporophore est un caractère valable pour les espèces, mais les dimensions peuvent varier sensiblement pour la même espèce.

Couleur.

Chez les *Phaeodidymae* les sporophores restent toujours hyalins, un peu jaunâtres à maturité; ils ne prennent jamais la couleur brune de la spore, cette couleur étant réservée aux organes de conservation. Quand les spores sont détachées, les sporophores semblent dégénérer, la constitution de leur membrane étant souple et mince. Ils avortent dès que la spore terminale tombe dans la cavité de la pycnide, assurant ainsi la place pour la formation d'autres sporophores. Dans les pycnides mûres on ne trouve plus de traces des sporophores.

B. PARAPHYSES.

Les paraphyses sont des filaments mycéliens qui naissent à côté des sporophores aux dépens de la zone sporifère de la paroi de la pycnide. Ces paraphyses sont analogues à celles des Ascomycètes. Les auteurs n'ont pas donné à la présence de cet élément la valeur systématique que nous croyons qu'il mérite (Pl. 9, 11).

Forme.

Chez tous les *Phaeodidymae* pourvus de paraphyses, ce sont des filaments hyalins, remplis de protoplasme, qui se trouvent entre les spores. Cylindriques, allongées lisses ou rugueuses, elles sont plus longues que les spores. Elles se forment très rapidement en même temps que les sporophores et sont toujours présentes avec leurs dimensions définitives avant la formation de la spore. Une protubérance mycélienne peut se différencier, selon la masse cytoplasmique et le nombre des noyaux qui passent soit en un sporophore soit en une paraphyse par développement progressif.

Dimensions.

Elles varient même chez la même espèce, mais elles ont un caractère spécifique. Ex. : *D. Arthrophylli* 25-28 × 8 μ, *D. Mangiferae* 35 × 2 μ, *D. diacanthina* 40-60 × 2-4 μ,

D. Yerbae 40-50 × 1-2 μ, *D. filigera* 50-60 × 2 μ, *D. paraphysaria* 90-100 × 8-3 μ. Un cas spécial est présenté par les paraphyses ramifiées, très rares pour les *Phaeodidymae*. Ce cas permet de reconnaître les espèces *D. paraphysata* et *D. zeylanica* à paraphyses hyalines, bien développées, possédant des ramifications; parfois elles sont simplement bifurquées. Comme ce caractère anatomique est lié avec d'autres caractères biologiques nous avons placé ces deux espèces dans un autre genre. Des anastomoses peuvent rarement se manifester entre les paraphyses, au début de leur formation. Ex. : *Lasiod. Theobromae*. Ce caractère n'a pas de valeur systématique.

C. CHLAMYDOSPORES.

Nous considérons que chez les *Phaeodidymae* il n'existe pas de vraies chlamydospores (Pl. 1). De simples cellules du mycélium à protoplasme condensé, à membrane un peu plus épaisse que normalement, restent gonflées tandis que les autres cellules du filament perdent leur vitalité et se plasmolysent. Ces cellules à protoplasme condensé émettent des filaments à l'extérieur, ou dans les filaments vides du Champignon. Ces pseudo-chlamydospores se forment aussi en culture sur milieu très sucré et à plus de 40 % de gélose, par le mycélium intramatriciel. Ces formations secondaires du mycélium provenant d'une articulation répétée des hyphes n'ont pas de valeur systématique; des renflements mycéliens suivis d'un épaississement de la membrane arrivent à conserver dans ces ampoules la vitalité du Champignon pour longtemps : ex. : *D. Phaenicum*, *D. natalensis*, etc.

CHAPITRE IV

GÉNÉTIQUE

1. Formes et souches.

La variabilité des caractères des *Phaeodidymae* explique la raison de la multiplicité des « formes » des « souches » que nous avons rencontrées.

Pour *Lasiodiplodia Theobromae* nous avons reconnu que les souches n° 371, 359, 885 et 6045 présentaient la même virulence accentuée : elles attaquent fortement les plantes, mais ne donnent pas souvent de fructifications. Par contre, les souches n° 841, 822, 886, 6019 et 6044 sont moins pathogènes et forment en général des pycnides très facilement, dès le cinquième jour du repiquage. Après quelque quinze générations sur milieu de culture sucré, pauvre, la souche 36355 semble avoir perdu la possibilité de fructifier.

Le passage sur différents milieux successifs fortifie souvent la souche mais il peut provoquer des variations physiologiques qui semblent devenir héréditaires comme par exemple le changement de dimensions des spores chez *D. Natalensis* P. Evans, l'accentuation du pigment diffusé par *D. ramulicola* Desm., etc.

Dans la partie systématique de ce travail nous avons noté les « formes morphologiques », les « formes physiologiques » que nous croyons avoir constatées chez les espèces des *Phaeodidymae* mais nous n'avons pas mentionné les souches, cette distinction n'ayant été résolue que pour quelques espèces seulement.

L'isolement des spores des divers *Phaeodidymae* nous a fourni un grand nombre de cultures monospores. La pycnide est transportée sur un milieu fortement gélosé dans une boîte de Petri. Plusieurs passages à travers la masse du milieu la débarrassent de contaminations superficielles. Écrasée ensuite à la surface de la gélose, elle émet les spores que nous recueillons une à une à l'aide d'une micropipette dont l'extrémité effilée a un diamètre légèrement supérieur à celui de la spore. Nous déposons les spores ainsi prélevées sur le milieu nutritif stérile additionné de jus de carotte ou de jus d'orange frais qui en stimule la germination.

Les cultures ainsi obtenues donnent des pycnides, comme celles confrontées par deux, ou comme les isolements à partir du mycélium.

2. Formes parfaites.

Nous n'avons jamais pu obtenir la forme parfaite d'une *Phaeodidymae*, ni en culture ni sur rameau ou autres parties des hôtes. Est-ce seulement dans la nature que ce phénomène se réalise ?

Nous étions prêts à croire que, comme dans le laboratoire, les fragments utilisés ne diffèrent pas de ceux sur lesquels les *Phaeodidymae* poussent dans la nature, la forme parfaite de ces champignons aurait au moins pu se former sur des fruits frais. Nous avons cherché l'influence sur les cultures de la lumière du jour ou de la lumière artificielle, à des températures variées, mais jamais aucune forme parfaite n'est apparue.

Nous pensons donc que les Ascomycètes au voisinage desquels les *Phaeodidymae* ont été trouvées dans la nature, ne constituent pas la forme parfaite de ces dernières, les deux champignons poussant côte à côte sans que la présence de l'un gêne l'autre, et sans avoir aucune parenté.

Pour nous les *Phaeodidymae* ont perdu la possibilité de reconstituer leur cycle sexuel, l'haplophase étant actuellement la règle pour toute leur vie. La possibilité de fructifier et de se propager très facilement par les spores enfermées dans les pycnides, leur vie saprophytique, permettent d'émettre cette hypothèse.

Nous donnons cependant quelques exemples de *Phaeodidymae*, auxquelles les auteurs ont cru pouvoir rapporter une forme parfaite mais sans qu'aucune culture ou croisement puisse confirmer cette supposition.

D. Carpini Sacc. forme parfaite :	*Cucurbitaria Carpini* Sacc.
D. coryli Fuck. :	*Otthia Coryli* Fuck.
D. crataegi West. :	*Otthia Crataegi* Fuck.
Macrod. Curreyi Sacc. et Roum. :	*Massariella Curreyi* Sacc.
D. dulcamarae Fuck. :	*Cucurbitaria dulcamerae.*
D. frangulae Fuck. :	*Karstenula rhodostoma* Speg.
D. frangulae Fuck. :	*Massaria rhodostoma* Tul.
D. frangulae Fuck. :	*Cucurbitaria Rhami* Fuck.
D. Faginea (Fr.) Sacc. :	*Massaria macrospora.*
D. Juglandis Fr. :	*Cucurbitaria Juglandis*
D. melaena Lév. :	*Cucurbitaria nacosa* Fuck.
Microd. microsporella Allesch. :	*Cucurbitaria protracta.*
D. Mori West. :	*Cucurbitaria moricola* Sacc.
D. populina Fuck. :	*Otthia populina* Fuck.
D. Quercus Fuck. :	*Otthia Quercus* Fuck.
D. Ribis Sacc. :	*Cucurbitaria Ribis* Niessl.
D. Rubi Fr. :	*Didymosphaeria diplospora* Reh.
D. Salicina Lév. :	*Cucurbitaria salicina* Fuck.
Macrod. Ulmi Sacc. :	*Massaria Ulmi* Fuck.

Saccardo voit en *D. incrustans* la forme imparfaite de *Thyridaria incrustans* Sacc. Wehmeyer étudiant le genre *Thyridaria* pense en effet que diverses espèces de ce genre ont leurs formes imparfaites parmi les *Phaeodidymae*, mais il n'accepte pas la correspondance de *Thyrid. incrustans* à *D. incrustans.*

Bancroft aussi a décrit *Thyridaria tarda* comme forme parfaite de *Lasiod. Theobromae*, ce que Tunstall confirme en examinant des échantillons de Théier aux Indes, tandis que l'étude de Bancrift a porté sur des Cacaoyers.

Shear croit avoir obtenu en culture une forme pycnidiale proche de *Lasiod. Theobromae*, à partir du matériel de Théier qu'il appelle *Tryblidiella Leprieuri* (Mont.) Sacc. Mundkur, au contraire, indique à propos des travaux de Tunsdall, que *Thyridaria tarda* n'existe pas aux Indes.

En raison de ces hésitations concernant la forme parfaite de *Lasiod. Theobromae*, nous avons mis en culture des ascospores de *Tryblidiella* venant de Côte d'Ivoire et avons toujours

obtenu une colonie très bien formée. Malgré des essais de plus de deux ans, il n'a jamais donné une Phaeodidymae, à plus forte raison le *Lasiod. Theobromae.*

Shear, dans son article « Life histories of *Tryblidiella* species », indique que des cultures pures de simples ascospores de *Trybl. Rufila* (Speg.) Sacc. à partir de *Rhus*, lui ont donné des pycnides et pycnospores du genre *Diplodia*. Du matériel semblable provenant d'autres plantes comme un *Melia* de l'Alabama ainsi que *Tryblidiella Hysterina* (Dufs.) Sacc. sur *Ilex Vomitoria* a donné en culture des pycnospores ressemblant à *Diplodia Alni* mais Shear n'a jamais obtenu la forme parfaite en partant d'une culture de *Phaeodidymae*; il est possible que ses échantillons n'étaient pas purs, ou que les spores de *Tryblidiella* sectionnées en deux parties uniseptées étaient en mélange avec des spores des *Phaeodidymae*.

CHAPITRE V

CYTOLOGIE

I. Évolution du système vacuolaire.

En raison du peu de différence de réfringence existant entre le suc vacuolaire et le protoplasme, l'étude du système vacuolaire sur le vivant, sans aucune coloration, est difficile. Nous avons pu distinguer le système vacuolaire et suivre son évolution en utilisant le colorant presque spécifique des vacuoles, le rouge neutre; quelquefois, nous nous sommes également servi de bleu de crésyl ou de bleu de méthylène.

a) Filaments mycéliens (Pl. 11).

Aux extrémités des filaments nous avons aperçu de petites vacuoles souvent rangées en chaînette à la suite les unes des autres et qui se fusionnent pour former de grandes vacuoles. Loin des extrémités des filaments, le système vacuolaire apparaît sous forme de larges canalisations qui s'anastomosent en un réseau possédant des renflements aux points de jonction. Dans les parties plus âgées, les vacuoles occupent la plus grande partie des filaments, ce qu'on peut voir avant que la paroi n'ait pris une coloration trop intense, le cytoplasme étant alors réduit à une mince couche pariétale. Chez les hyphes à cellules gonflées, chlamydospores en chaîne, etc., le cytoplasme disparaît, remplacé par le canal vacuolaire; à cet âge il est difficile d'examiner l'intérieur des hyphes car leur membrane devient brun foncé. C'est sur des sections de mycélium, obtenues par des coupes minces, que nous avons pu chercher le contenu de ces hyphes. Dans les vieilles cellules, la masse des inclusions lipidiques, occupant souvent la place des vacuoles, il est difficile d'évaluer l'extension du système vacuolaire. Lorsque le canal vacuolaire est définitivement constitué par la coalescence des vacuoles, le suc vacuolaire devient une substance de plus en plus étendue, pâle et ne se colore plus que d'une manière faible; c'est aussi le cas des cellules de la zone interne des pycnides. Plus tard, après la fructification d'une *Phaeodidymae* (et la destruction de l'hôte), le contenu des hyphes âgées est sec. Le suc vacuolaire a disparu et la vacuole est devenue un simple sac, plein d'air. Chez plusieurs espèces (*D. Frumenti*, *D. Zeae*, *D. Asclepiadea*, *D. Tamaricis*, *D. Evonymi*, *Botryod. Fraxini*, etc...) où quelques cellules isolées dans la chaîne des cellules vides conservent longtemps leur vitalité, nous observons des vacuoles de petite taille. On observe le même aspect dans le tissu sporifère de la pycnide, après la libération des spores.

Quand nous traitons les filaments vivants, des souches en culture, par une solution très diluée de rouge neutre, nous pouvons, au début, mettre en évidence dans les vacuoles quelques corpuscules plus intensément colorés que le suc dans lequel ils baignent, mais ces vacuoles se décolorent plus tard comme si le colorant avait été transformé en leucodérivé. Nous avons obtenu de belles colorations du vacuome de plusieurs *Phaeodidymae*, par des solutions de rouge neutre assez concentrées, la paroi de la vacuole étant toujours intensément colorée. Dans ce dernier cas, les hyphes meurent vite; la coloration rouge foncé, diffusant dans les filaments,

on ne peut plus examiner le système vacuolaire. Les bleus de Crésyl et de méthylène nous ont donné, dans des jeunes hyphes, des colorations rouges violacées assez nettes : chez *Microd. Agave*, *Lasiod. Theobromae*, *D. natalensis* et *Pseudod. Voglinoi*.

Observations sur le matériel fixé : Bien qu'il soit aisé d'obtenir l'image négative du système vacuolaire, après traitement par les liquides de FLEMING, de REGAUD et de HELLY, le système vacuolaire apparaît sous forme de vacuoles ou de canalisations toujours incolores et les images sont peu visibles. L'aspect du vacuome des *Phaeodidymae* ne diffère pas dans les espèces que nous avons examinées. Seul *D. Zeae* montre un retard en ce qui concerne la présence des vacuoles et l'évolution du système vacuolaire.

b) PAROI DE LA PYCNIDE (Pl. 11).

L'évolution du système vacuolaire dans les cellules de la paroi de la pycnide est intermédiaire entre celle des hyphes et celle des spores. Dans tous les cas examinés nous n'avons pas rencontré de grandes vacuoles centrales au début. Elles se présentent beaucoup plus tard après la différenciation de la cellule. Cette dernière détermine une évolution spéciale des vacuoles. Chez les cellules de la zone externe les vacuoles occupent bientôt le volume de la cellule et les globules lipidiques deviennent nombreux. Plus tard, le liquide vacuolaire disparaît, et le cytoplasme se réduit à quelques minces travées.

Dans les cellules de la zone interne, l'évolution du système vacuolaire est proche de celle des spores (voir plus loin). Elle est plus tardive. Les cellules noircissent et s'ajoutent à la zone externe. La transformation de la cavité cellulaire en une grande vacuole ne se manifeste qu'après le détachement des spores ou pendant leur maturation. Nous avons cependant observé des cellules à une seule grande vacuole, chez quelques *Phaeodidymae* stromatiques comme : *Botryod. ulmicola*, *Botryod. Fraxini*, ainsi que chez *D. Evonymi*.

c) SPORES (Pl. 12).

Dans les cellules du tissu sporifère les vacuoles sont relativement grosses et très aqueuses; ensuite, pendant la phase préparatoire à la formation des spores, en même temps que le sporophore grandit, l'appareil vacuolaire diminue de volume au profit du cytoplasme, qui s'hydrate. Cette diminution est accompagnée par une dislocation, c'est-à-dire un morcellement en très petites vacuoles arrondies. Ces petites vacuoles sont quelquefois complètement réfractaires à la coloration. C'est avec le cytoplasme actif que ces vacuoles passent dans le sporophore. Chez toutes les espèces examinées nous avons trouvé la même évolution dans le tissu sporifère.

Au moment de la formation des spores, par gonflement apical du sporophore, deux grandes vacuoles se forment dans la masse protoplasmique de la spore; l'une apicale, l'autre basale. Nous avons remarqué chez *Lasiod. Theobromae* la formation d'autres vacuoles, mais cela nous paraît être l'exception. Les vacuoles primitives de la spore sont optiquement vides, colorées par le rouge neutre. Bientôt le nombre des vacuoles augmente, le système vacuolaire se fragmente en plusieurs petits éléments, donnant place à une intense activité protoplasmique. Le résultat de cette activité protoplasmique est l'agrandissement de la spore. Dès que celle-ci atteint ses dimensions presque définitives (attachée ou détachée du sporophore selon l'espèce), un renversement des phases se produit; l'activité protoplasmique se réduit, l'élaboration des diverses substances commence par le chondriome et les vacuoles reprennent

du volume. La fragmentation du système vacuolaire vire ainsi à la formation d'un grand nombre de vacuoles dispersées dans la masse protoplasmique de la spore. Chez les espèces fructicoles, en culture, *D. natalensis*, *D. Frumenti*, *Lasiod. Theobromae*, toutes ces phases sont très visibles, tandis que chez les espèces plutôt lignicoles, *D. Styracis*, *D. Asclepiadea*, *D. Tamaricis*, *D. Evonymi*, *Botryod. Fraxini*, etc... on peut les suivre difficilement.

Dans les spores déjà âgées, où la membrane commence à se colorer, les excrétions cytoplasmiques, qui remplissent les vacuoles, occupent la plus grande partie de la spore. Les vacuoles aqueuses, séparées par de larges travées de cytoplasme homogène sont pleines d'un suc vacuolaire, riche en colloïdes métachromatiques qui floculent souvent sous forme de globules métachromatiques sphériques ou fusiformes. Dans les vieilles spores, les inclusions vacuolaires se concentrent et peuvent donner des précipitations cristalloïdes au centre des vacuoles, tandis que le cytoplasme, fortement déshydraté, entre à l'état de vie ralentie. Les cellules sont alors souvent dépourvues de leur contenu et se dessèchent. Cependant une goutte d'eau suffit à les regonfler, et leur hydratation est le point de départ de la germination de la spore, avec recommencement des phases renversées.

2. *Évolution du système lipidique.*

Nous avons mis en évidence les formations lipidiques à l'aide de l'acide osmique qui les colore en noir. Les réactions microchimiques permettent de les différencier des chondriosomes. Dans les préparations fixées et colorées selon la technique mitochondriale, les granulations lipidiques ne se conservent pas. La coloration par le Soudan III, permet de suivre l'évolution des globules lipidiques. On peut les distinguer par leur masse plus considérable que celle du chondriome, leur lenteur de déplacement dans le courant cytoplasmique et surtout par leur réfringence plus forte ou brillante plus marquée. Chez les *Phaeodidymae*, les globules lipidiques sont abondamment répandus.

a) Filaments mycéliens (Pl. 6).

La lipogénèse est la synthèse biochimique des acides gras et des graisses neutres; elle est constante en aérobiose, ce qui est le cas des *Phaeodidymae*. On peut forcer artificiellement la lipogénèse chez ces champignons en culture. Il nous semble qu'elle tend à augmenter dans l'ordre : maltose, saccharose, glucose, lorsque la tension en oxygène est importante. (Nous avons expérimenté dans ce sens avec *Lasiod. Theobromae*, *D. Evonymi*, *Botryod. Fraxini*, *D. natalensis* et *Pseudodipl. Voglinoi*, sur milieux à différentes concentrations de divers sucres, à l'air ou sous des huiles minérales).

Les lipides se présentent dans les hyphes sous trois formes au cours de la vie cellulaire : chez la cellule très jeune, on trouve peu de globules graisseux et pas d'enclaves. La formation des lipides en quantité est cependant certaine, mais elles paraissent, à ce premier stade, exclusivement liées à la structure cellulaire.

Dans les cellules plus âgées, nous trouvons des globules lipidiques multiples, réfringents, brassés dans le cytoplasme en pleine activité. Souvent ces corps gras ont une localisation dans certaines cellules des hyphes intramatricielles. Ils sont élaborés par le cytoplasme jeune, des cellules de la partie apicale des filaments; on les rencontre donc partout dans les hyphes mais surtout dans celles destinées à nourrir les pycnides. Chez les hyphes intramatricielles

du milieu de culture, elles sont moins abondantes que chez les hyphes parcourant les tissus de l'hôte, pour la même souche. Ex. : *Lasiod. Theobromae* sur bananes, *D. Natalensis* sur oranges, etc...

Dans les cellules âgées, ces globules graisseux tendent à confluer en enclaves lipidiques, et la capacité des *Phaeodidymae* à élaborer ces corps aboutit à un système lipidique dense, formé de corpuscules plus grands.

On observe des amas de corps lipidiques dans les hyphes près des pycnides. Ces amas confluant en enclaves dans les cellules mortes, ne peuvent être considérés comme substances de réserve.

A l'exclusion de *D. Zeae*, toutes les autres *Phaeodidymae*, présentent, dans les hyphes âgées une coloration de la membrane, qui possède des gouttelettes réfringentes. Dans certains cas, il y a même une exsudation de cette substance fortement colorée sous l'influence de l'atmosphère. Ex. : *D. Evonymi*, *Pseudod. Voglinoi*, *Microd. Agave.*

Nous avons constaté que la lipogénèse augmente avec la concentration en glucides, dans le milieu, et son intensité varie suivant les sucres employés (leur assimilabilité, etc...), mais l'existence d'un élément lipidique minimum et irréductible est lié à la structure cellulaire. C'est ainsi que chez *Lasiod. Theobromae* on trouve toujours, aux extrémités des hyphes, au moins deux globules lipidiques par cellule, quelle que puisse être la différenciation future du filament. Nous avons à peine abordé le problème du pouvoir lipoformateur des diverses souches et nous ne nous sommes pas suffisamment occupés ni de l'action des différents glucides, alcools, éléments minéraux, etc... ni de l'influence de l'oxygène et de la réaction du milieu, pour en tirer des conclusions. Nous avons noté cependant que le maximum de globules lipidiques se forme pour *Lasiod. Theobromae* sur milieu nutritif à 5% de maltea, mais les conditions de développement ne sont plus les meilleures pour le mycélium. Pour *D. Evonymi*, *Botryod. Fraxini*, *Microd. Agave*, c'était le milieu de Sabouraud à 5% de glucose qui permettait l'élaboration du plus grand nombre d'inclusions lipidiques.

Il nous paraît que les globules lipidiques, rares dans les hyphes enfoncées dans les tissus de l'hôte, loin de l'endroit où les fructifications se forment, abondants dans les hyphes du voisinage de la pycnide, cheminent toujours vers ces dernières.

b) Paroi de la pycnide (Pl. 11).

La concentration des globules lipidiques dans les cellules constituant la paroi externe des pycnides est très grande dès le début de la formation de ces dernières. La plus grande partie de la cavité cellulaire est pleine de corps qui commencent à s'enclaver, et arrivent à donner un seul globule qui occupe la moitié de la cavité cellulaire. Dès que la cellule est morte le globule lipidique s'accolle à la membrane et tapisse sa face interne uniformément. L'oxydation de la substance lipidique semble provoquer le durcissement de cette substance, et déterminer la solidité de la paroi de la pycnide. Ce phénomène paraît assez net pendant la formation des fructifications des : *Lasiod. Theobromae*, *D. Asclepiadea*, *D. Evonymi*, *Botryod. Fraxini* et *Sphaeropsis malorum ;* il est moins net chez *D. natalensis* et *Microd. Agave.*

Les lipides sont aussi abondants dans les cellules du tissu sporifère, mais ils se présentent toujours en très petits globules dans la masse protoplasmique active. Leur comportement est analogue à celui des cellules jeunes des hyphes, mais leurs guttules y sont plus nombreuses et passent dans les spores directement par les sporophores. On les rencontre aussi dans

les paraphyses (Pl. 11). Les cellules de la zone interne de la pycnide se vident de leur contenu lipidique au profit des spores.

c) Spores.

Dans les très jeunes spores, au moment où elles se forment, le système lipidique n'est pas encore différencié du cytoplasme émulsoïde (Pl. 12). Les globules lipidiques commencent à apparaître dans les spores pendant le retour du cytoplasme à l'état quiescent. On peut donc envisager que les premières traces de lipides existent même au moment de la formation des spores, enfermées dans le chondriome donnant au cytoplasme son aspect réfringent. Cet aspect commun des spores jeunes des *Phaeodidymae* est bien net dans les spores grandes et surtout chez les espèces appartenant aux genres : *Chaetodiplodia, Diplodia, Botryodiplodia*, et les espèces à paraphyses (Pl. 12 et 14). Plus tard, au fur et à mesure que la spore mûrit, les globules augmentent de volume et peuvent prendre des dimensions considérables. Aprés maturation des spores, ces globules s'enclavent chez plusieurs espèces, donnant à la spore âgée et colorée des gouttelettes d'un brun foncé. Ex. : *D. Pustulosa, D. viticola, D. Hederae*, etc...

3. *Le cytoplasme.*

Comme le cytoplasme est une substance en évolution chimique constante, dont les constituants se démolissent et se renouvellent continuellement, nous devons l'examiner successivement dans les hyphes, la paroi de la pycnide et les spores. (Pl. 11, 12 et 14).

Dans les cellules jeunes de l'extrémité des hyphes, le cytoplasme est homogène et optiquement vide. A mesure que le filament grandit et que d'autres cellules se forment à la partie apicale, le cytoplasme perd son homogénéité; il se charge de globules lipidiques et de vacuoles. Ce phénomène est surtout visible chez les espèces à croissance rapide comme *Lasiod. Theobromae, D. Natalensis, D. Frumenti, Microd. Agave,* mais il est aussi net chez d'autres espèces à croissance plutôt lente, comme *D. Evonymi, B. Fraxini*, etc...

Dans les cellules plus âgées, le cytoplasme tend à garder un aspect plus ou moins quiescent, mais la plus grande partie de la cavité cellulaire étant occupée par l'appareil vacuolaire, il se forme une mince couche autour du noyau. Dans les cellules assurant le transport des substances élaborées, destinées à nourrir la pycnide, le courant cytoplasmique est très actif de sorte que le mouvement des globules lipidiques peut être suivi chez certaines souches : ex. : *Lasiod. Theobromae, D. Natalensis.*

Dans les cellules de la paroi externe des pycnides le cytoplasme disparaît très tôt. A la base de la pycnide des canaux formés de cellules hyalines, turgescentes, traversent ce tissu mort où elles forment un *subiculum* basal. C'est seulement dans ces cellules que nous avons toujours trouvé un cytoplasme abondant.

Dans les cellules de la paroi interne de la pycnide, l'évolution du cytoplasme est semblable à celle des hyphes, mais il disparaît bientôt et des phénomènes analogues à ceux de la paroi externe se réalisent. Dans les cellules du tissu sporifère, au contraire, le cytoplasme est abondant; il possède une homogénéité et une réfringence qui s'accentue au fur et à mesure qu'il passe dans le sporophore. Pourtant des traînées cytoplasmiques, peu différenciées, peuvent être observées dans ces cellules indépendamment de l'espèce. Nous pensons que ce

cytoplasme, dont les vacuoles ont subi un fort morcellement, devient fluide peu avant son passage dans la spore, ce qui s'explique par son état d'hydratation.

Dans les très jeunes spores, le cytoplasme, assez homogène et réfringent, augmente de volume et devient granuleux par suite de la fragmentation de deux vacuoles aqueuses. Cet aspect commun chez la plupart des *Phaeodidymae* est bien visible chez *D. Natalensis*, *D. Evonymi*, *D. Frumenti*, *Botryod. Fraxini*, *Lasiod. Theobromae*, etc...

Dans les cellules ellipsoïdales, dont la paroi est formée, on observe le fusionnement des vacuoles aux dépens du cytoplasme. Finalement la quantité cytoplasmique de la spore devient la même pour une espèce donnée. La déshydratation du cytoplasme et l'augmentation de volume des systèmes lipidique et vacuolaire, continue même après la coloration de la membrane. Le stade final est différent chez les diverses *Phaeodidymae:* granuleux chez les *Diplodia* et *Botryodiplodia*, ex. : *D. Evonymi*, *D. Tamarici*, *D. Chimonanthi*, *D. Asclepiadea*, *Botryod. Fraxini*, *B. Ulmicola*, *B. Hypodermia*, *Lasiod. Theobromae*, etc... Il est plus fluide chez les *Microdiplodia* et les *Microbotryodiplodia*, ex. : *M. Agave*. Dans certains cas, le cytoplasme reste longtemps granuleux et la membrane ne se colore pas. Ex. : *Botryod. Fraxini*. Dans d'autres cas l'évolution des systèmes, lipidique et vacuolaire, aux dépens du cytoplasme, commence dès la formation des spores, ex. : *Pseudod. Voglinoi*.

Nous avons constaté que l'élaboration de ces secrétions par le cytoplasme, suit toujours sa division en deux masses, plus ou moins égales, qui finalement se séparent par la cloison médiane de la spore. Cette division cellulaire se produit après les dernières divisions nucléaires, et en même temps que la formation des globules lipidiques et des grandes vacuoles. La tunique externe peut être déjà colorée ou non. Ce phénomène est facile à suivre chez *Lasiod. Theobromae* et *Microd. Agave*.

Dans les spores âgées, de grandes vacuoles confluant, et des lipides formant parfois une gouttelette, laissent au cytoplasme une couche mince à la partie périphérique. L'état de déshydratation correspond, d'une part à la maturité du cytoplasme et précède la germination, et d'autre part à la coloration de la membrane. Ces deux phénomènes ne coïncident pas toujours. Une maturité précoce, sans coloration, caractérise l'espèce *Lasiod. Theobromae*, tandis qu'une coloration est indispensable pour la maturation des spores de *Microd. Agave*.

Le chondriome n'offre pas de particularité chez les *Phaeodidymae*. Négatif au Feulgen, il se colore post-vitalement par le vert Janus. Ses éléments, chondriocontes et mitochondries, se transmettent d'organe à organe pendant la division cellulaire, qu'il s'agisse de la formation des spores, d'un prolongement du mycélium, ou d'une paraphyse.

4. Le noyau.

Dans la cellule apicale d'une jeune hyphe mycélienne, le noyau se trouve presque toujours vers l'extrémité et est assez difficilement visible chez toutes les *Phaeodidymae*. Dans les cellules âgées, on le voit très rarement, ainsi que dans la paroi encore hyaline des pycnides, C'est surtout pendant la formation et l'évolution des spores que le noyau présente un intérêt particulier (Pl. 12).

Dans les cellules-mères du tissu sporifère, on trouve facilement les noyaux, au moment qui précède la formation des spores. Plusieurs noyaux semblent passer en même temps avec la masse cytoplasmique, pour former la spore. Après ce passage, au fur et à mesure que le

cytoplasme devient granuleux, et que le système vacuolaire se fragmente, des divisions somatiques répétées des noyaux se réalisent dans la jeune spore. Ainsi au moment de l'évolution complète du cytoplasme (dimensions finales de la spore) le nombre des noyaux est établi.

Chez les *Microdiplodia* le nombre des noyaux est de 4 à 10 par cellule, selon les dimensions des spores et l'espèce.

Chez *Lasiod. Theobromae* nous avons trouvé 28 à 34 noyaux par spore jeune avant la division cellulaire.

Il nous paraît vraisemblable que la division cellulaire a lieu après l'évolution de la masse cytoplasmique et dès que l'économie de la spore (composition des secrétions, vacuoles, etc.) est établie.

La présence de plusieurs noyaux par cellule, dans la spore, explique le phénomène de la germination immédiate par plusieurs tubes germinatifs, ainsi que l'apparition d'un grand nombre de noyaux dans ce premier filament.

Les noyaux des spores des espèces examinées ont un diamètre de 1,25 à 1,75 μ selon la souche.

Le noyau au repos est du type euchromocentrique. Nous pensons que sa structure est homogène. Un examen attentif décèle des corps discrets, ovoïdes, bloqués près de la membrane. Ces prochromosomes sont au nombre de 4 à 5 par noyau chez *Lasiod. Theobromae*, *Microd. Agave*, *Pseudod. Voglinoi*, *D. natalensis*. Les euchromocentres sont très petits, ce qui rend leur étude extrêmement difficile.

La méthode de FEULGEN permet de les mettre en évidence. On attaque la nucléoprotéine en hydrolysant par l'HCl normal, à 60° C pendant deux minutes. On plonge ensuite dans le réactif de FEULGEN (coloration 2-3 heures dans le réactif de SCHIFF après lavage), et la fuchsine colore alors tout ce qui est à la base de nucléo-protéine, en rouge, sur fond vert.

Pendant les mitoses de ces noyaux, nous pensons que les chromocentres se gonflent et se prolongent dans l'enchylène. La chromatine condensée donne des chromosomes qui, à la fin de la prophase, prennent la forme de bâtonnets minuscules.

Une plaque équatoriale (vue polaire), ou une ligne chromatique (vue latérale), précède le clivage métaphasique. Le cheminement vers les pôles et la mise du noyau au repos terminent ce phénomène de la division nucléaire commun à toutes les *Phaeodidymae*.

CHAPITRE VI

BIOLOGIE

A. — CARACTÈRES BIOLOGIQUES SUR L'HÔTE

Les *Phaeodidymae* poussant sur les hôtes naturels ou sur d'autres plantes qu'ils peuvent attaquer, présentent les caractères biologiques suivants :

MYCÉLIUM. Il peut infecter les différents organes de l'hôte.

Feuilles.

L'hyphe mycélienne, provenant de la germination d'une spore, au début à peine visible et unicellulaire, devient pluricellulaire et se ramifie en donnant des cordons de forme irrégulière.

Le mycélium, en vieillissant, devient de plus en plus anguleux, avec des ramifications secondaires nombreuses qui se dirigent d'abord vers le parenchyme lacuneux, puis vers le parenchyme palissadique et enfin vers les faisceaux. Ces ramifications donnent de place en place d'autres filaments, dont l'ensemble arrive à toucher la plupart des cellules des deux tissus, ou à y pénétrer. Le réseau filamenteux n'est jamais dense dans la feuille, mais il absorbe tous les éléments nutritifs jusqu'à faire disparaître cellules et contenu. Les hyphes se réunissent enfin là où les pycnides se formeront. La colonie s'étale symétriquement de tous les côtés de la tache d'infection circulaire. Les hyphes mycéliennes côtoient les tissus voisins et des colonies nouvelles se développent, provoquant l'extension successive des taches nécrotiques, dans les feuilles envahies. Les hyphes mycéliennes qui progressent dans la feuille sont gênées par les nervures, mais ne sont pas influencées par les stomates au cours de leur progression. Nous avons observé que le filament qui se dirige vers un faisceau libéro-ligneux, subit assez souvent une déviation et continue sa progression parallèlement à la nervure rencontrée. Les hyphes ne montrent aucune tendance à se développer dans les méats; les cellules ainsi que les dépressions intercellulaires ne font pas obstacle à cette progression. Des hyphes secondaires, issues du mycélium assez âgé par bourgeonnement latéral, portent des cloisons plus espacées. Les hyphes âgées se trouvent, en général, à l'endroit le plus épuisé du tissu foliaire. Les jeunes hyphes occupent une grande surface; les ramifications secondaires envahissent ensuite la surface parcourue par les filaments primaires. Lorsque deux filaments qui progressent l'un vers l'autre se rencontrent, ils se superposent sans s'anastomoser. Quelquefois un petit aplatissement ou élargissement, détermine un simple changement de direction d'une des deux hyphes. Dans les *Microdiplodia* et *Diplodiella* des hyphes isolées peuvent dépasser le niveau des cellules épidermiques et gagner la surface de la feuille. Ce mycélium devenu aérien est destiné à donner des pycnides superficielles. C'est ainsi que les fructifications de *Diplodiella Banksiae* F. Tassi, sur feuilles de Banksia marginata et *Diplodiella Caryotae* Rac. sur feuilles de *Caryota propinqua* (etc.) prennent naissance.

Rameaux.

Au début de l'attaque, le mycélium est très vigoureux, il avance rapidement, tangentiellement, jusqu'à pénétrer sous l'assise des cellules de liège péridermique. Il s'étale en longueur plutôt qu'en largeur, dans tous les tissus atteignant parfois les couches profondes du cortex. Ex. : *Lasiodiplodia Theobromae* et *Diplodia phoenicum.* Pour la plupart des *Phaeodidymae* les hyphes tendent à progresser assez profondément dans l'écorce, envahissant le phelloderme et les fibres péricycliques, le liber primaire et secondaire, l'assise libéro-ligneuse et parviennent au bois secondaire. Suivant de préférence les vaisseaux, ou pénétrant dans les membranes cellulaires du sclerenchyme, les hyphes intramatricielles parviennent à progresser dans tous les tissus du rameau envahi, formant çà et là des amas pseudoparenchymateux, centres nouveaux d'extension. Le mycélium progresse en tous sens tendant à épuiser toute cellule traversée, touchée ou emprisonnée entre deux filaments. Les cellules du tissu, d'abord comprimées, puis déformées, enfin désagrégées, finissent souvent par disparaître. Les hyphes profondes sont en relation directe avec les pycnides, mais au début elles progressent individuellement, sans rapport entre elles. Les substances nutritives qu'elles utilisent se concentrent souvent au point d'invasion. La pycnide soutenue par l'abondance des éléments nutritifs élaborés, se forme à cet endroit, entourée d'amas mycéliens disposés en tous sens. L'activité du Champignon diminue sans s'arrêter pendant la période froide, les conditions climatiques n'étant un obstacle à son évolution que chez quelques espèces tropicales. Au contraire, c'est l'inertie réactionnelle des cellules qui permet aux *Phaeodidymae* d'évoluer, l'activité des plantes-hôtes au printemps étant défavorable aux hémiparasites. Au fur et à mesure que les hyphes progressent en profondeur, leur densité diminue sensiblement. On ne voit finalement que des filaments isolés parcourir le bois. Quand le rameau est dépourvu d'écorce les *Phaeodidymae* peuvent occuper directement le bois et le détruire partiellement avant que les pycnides soient formées, entre les vaisseaux ou la surface du bois décortiqué. Ex. :

Pycnides sous-épidermiques	Pycnides superficielles
Dipl. spurca (Wallr.) Sacc. dans l'écorce.	*Diplodiella crustacea* Karst. bois de *Pinus* sp.
D. inquinans Mont. Sacc. dans l'écorce.	*Diplodiella fibricola* Sacc. bois de *Populus* sp.
D. maculata Cke et Hark. Sacc. dans l'écorce.	*Diplodiella quercella* Sacc. et Penz sur bois de *Quercus.*
D. mamilana Fr. Sacc. dans l'écorce.	*Diplodiella lignicola* Sacc. sur bois de *Abies* sp.
D. Corni Fr. Sacc. dans l'écorce.	*Diplodiella decorticata* Sacc. sur bois de *Sassafras* sp.

D'après nos ensemencements, les spores provenant de pycnides superficielles formées sur bois décortiqué peuvent donner, à la génération suivante, des pycnides sous-épidermiques, surtout sur rameaux non décortiqués. La formation des fructifications superficielles de la plupart des *Phaeodidymae* dépend donc de la présence ou non de l'écorce, et c'est pour cette raison que nous considérons le genre *Dioplodiella* comme douteux, quelques espèces seulement ne pouvant former les pycnides qu'à la surface de l'écorce ou du bois. Nous retenons ces quelques espèces dans les vraies *Diplodiella,* leur mycélium n'étant pas capable de détruire les cellules sclérenchymateuses.

Croissance.

Seuls les rameaux épuisés par une fructification exagérée ou envahis par les insectes peuvent être attaqués par les *Phaeodidymae* (ex. : taille profonde de Théier, insectes du bois,

fructification des agrumes). Les galeries des insectes sont toutefois leur meilleure voie de pénétration. Nous avons pratiqué des centaines d'inoculations de *Phaeodidymae* sur rameaux sains; aucune n'a réussi; la sève et la néoformation locale des tissus ont toujours éliminé le Champignon. Sur rameaux demi-secs l'invasion était au contraire totale. Les tissus succombent l'un après l'autre, moëlle comprise.

Sur les Dicotylédones le mycélium constitue des dômes stromatiques sous l'écorce. Dans le suber ou le phelloderme le mycélium est abondant, mais l'assise subérophellodermique et les fibres péricycliques ne sont pas toujours le milieu favorable à son extension. Dans le liber, le mycélium s'étale et progresse facilement, le liber primaire étant souvent le siège des *Phaeodidymae*. Les cônes libériens secondaires, quand ils existent, sont peu attaqués. Parmi toutes les assises d'un rameau c'est dans le cambium que ces Champignons s'installent de préférence. Le bois secondaire peut être attaqué également, mais les vaisseaux ne se détruisent pas facilement. Dans les tiges des plantes annuelles l'ensemble des tissus de structure primaire peut être complètement envahi, l'épiderme et surtout le parenchyme cortical avec les faisceaux de collenchyme et les fibres de sclerenchyme détruits. Le cylindre central est moins favorable à cette action destructive, mais le péricycle, la moëlle et les rayons médullaires sont souvent envahis. Les faisceaux libéroligneux sont les moins attaqués. Quand la moëlle se résorbe (Ombellifères, Composés, Graminées) les hyphes tapissent la face interne de la tige. Sur les tiges de monocotylédones l'extension du parasite est toujours limitée, malgré le grand nombre d'espèces qui les envahissent (30 sur les Graminées). Chez les Cryptogames vasculaires les *Phaeodidymae* sont rares (*Dipl. equiseti*), mais ils parviennent à détruire les plantes. Ils n'ont été signalés qu'une seule fois sur les fougères, alors que les lichens, au contraire, sont souvent attaqués par *Microdiplodia*, ex. : *Microd. Ferruginea* Vou. sur *Caloplaca ferruginea; Microd. Lichenicola* sur *Caloplaca* sp., *Microd. Lecanorae* sur *Caloplaca haematidis*, *C. pyracae*, *Lecanora athella*, *L. effusa*, *L. umbrica*, *L. varia*.

Notons enfin que nous avons observé dans les faisceaux libéroligneux, sur l'épiderme silicifié et les fibres sous-épidermiques, de longues hyphes mycéliennes qui épuisent ces tissus. Ceux-ci, serrés et déformés laissent la place aux pycnides. La destruction des tiges est toujours fatale après la pénétration du Champignon.

Fruits :

Les *Phaeodidymae* attaquent et souvent détruisent complètement les fruits : agrumes (*D. natalensis*); drupes de *Cocos nucifera*, de *Juglans* sp. de *Coffea* sp.; capsules des *Caryophyllaceae*, *Euphorbiaceae* et même des *Orchidaceae*; siliques des *Crucifereae*.

Comparaison : entre le mycélium formé dans la nature et le mycélium obtenu en culture sur fragments des plantes (Pl. 1).

L'évolution du mycélium dans la nature est tout à fait comparable à celle qu'on observe au laboratoire. L'extension plus abondante des hyphes à la surface des fragments dans les Erlenmeyer et les tubes de Roux est due à l'humidité, mais la pénétration, la destruction successive des tissus et la formation des cordons mycéliens est analogue à celle qu'on observe dans la nature. On trouve souvent des chlamydospores provenant des hyphes très cloisonnées, surtout chez les *Micro-* et *Botryodiplodia*. Chez d'autres genres la différenciation des cellules mycéliennes en chlamydospores est rare, ex. : *Pellionella*, *Chaetodiplodia*. Comme les tissus des hôtes exercent une certaine action mécanique sur la progression des hyphes, on ne trouve

pas de filaments à ramifications régulières sur fragments inoculés. Dans les tissus, le mycélium progresse irrégulièrement. Les hyphes plus âgées ont un contour polygonal ou arrondi, d'un brun foncé, formées de cellules irrégulières. On trouve toutes les formes intermédiaires entre le mycélium jeune à filaments cylindriques, hyalins, et le mycélium âgé avec cordons de chlamydospores. On passe ainsi des filaments articulés normaux, à d'autres montrant des cloisons secondaires et des formations moniliformes. Le diamètre des cordons mycéliens est en relation avec l'âge des hyphes. Chez les hyphes jeunes il se situe entre 5 et 7 μ, et chez les hyphes âgées entre 8 et 12 μ. Le diamètre des cellules articulées vieilles varie de 12 à 17 μ, selon les espèces.

Le cas de *D. Zeae*. Nous avons déjà noté les particularités sporales propres à *D. Zeae*. Si la forme des spores permet de différencier cette espèce de tous les autres *Diplodia*, l'étude du mycélium montre qu'il s'agit d'un Champignon bien différent des autres *Phaeodidymae*. Le mycélium intramatriciel est toujours abondant, d'un jaunâtre pâle; il parcourt les tissus de l'organe attaqué tige, feuille, épis. Semblable aux hyphes subcuticulaires, les filaments aériens toujours rampants à la surface de l'épiderme sont réguliers, d'un diamètre plus petit et tapissent la surface entière de l'organe. Développé sur d'autres plantes (fragments de haricots, de carottes, etc...) le mycélium de *D. Zeae* est seulement superficiel et ne pénètre jamais dans les tissus.

STROMA

I. Mode de formation.

Les observations faites directement dans les tissus des plantes envahies nous ont permis, par des examens microscopiques successifs, de suivre toute la génèse et l'évolution du stroma. Les hyphes intramatricielles d'une *Sphaeropsidaceae* ayant envahi une grande partie du substratum, détruisent tous les éléments solubles à l'action des substances toxiques qu'elles secrètent. Les cellules des filaments mycéliens, assez riches en glucides, se gonflent très souvent par place; en général au point de l'invasion du parasite et dans les régions des tissus complètement détruits; c'est là que le mycélium abondant commence à se ramifier, et présente des amas d'hyphes entre lesquelles d'autres viennent s'intercaler formant une masse plus ou moins épaisse et dure. Plusieurs fois à l'intérieur de ce stroma les cellules deviennent polygonales, se divisent et produisent un tissu parenchymateux plus ou moins homogène. Dans le cas d'un stroma lâche, les hyphes gardent leur individualité; il n'y a donc pas formation de cellules polygonales, ni d'un tissu continu. En résumé il semble que les points du mycélium où se forment les stroma sont déterminés par des raisons de nutrition, et non par différenciations sexuelles ou autres. La richesse des milieux de cultures favorise aussi le développement normal du stroma. Selon la valeur nutritive que ces milieux présentent, et les sucres qu'ils contiennent, les stroma subissent des variations parfois sensibles, dans leur forme, dans leurs dimensions, et par suite dans leur structure anatomique. Ainsi nous avons obtenu des macrostroma ou des microstroma.

Nous avons remarqué que la valeur d'un milieu de culture pour une production normale des stroma dépend de la teneur de ce milieu en hydrocarbures directement assimilables. Sur milieu de Sabouraud à différentes concentrations en sucres, la formation des stroma a été

assez représentative, pour le glucose massé et le maltose de 0 à 100 gr. par litre. Les milieux contenant 60-70 $^{0}/_{00}$ ont donné des stroma grands et sans déformation anatomique importante, et ont présenté des pycnides bien formées avec des spores arrivant à maturité normale.

2. Évolution du stroma.

Nous avons étudié un grand nombre de stroma de provenances très diverses, et nous avons effectué plusieurs ensemencements sur fruits : tomates, bananes, agrumes, graines de blé, d'orge, etc. en vue d'obtenir des stroma bien formés. Parmi les souches que nous avons utilisées, celles de *Botryod. Fraxini*, et *Botryod. circinans* nous ont donné de vrais stroma. *D. Evonymi* n'a formé que des pseudostroma réunissant très lâchement les pycnides groupées. Par ce procédé, nous avons pu suivre l'évolution et le développement du stroma. Le matériel ensemencé a été prélevé à partir de fragments mycéliens provenant de cultures monospores, et de cultures confrontées d'après nos isolements. Dans d'autres cas, ce sont des pycnides entières qui ont été mises en culture et qui ont servi aux ensemencements. Plusieurs jours après les repiquages, le stroma se développe sur ou dans les tissus envahis par le mycélium. Les hyphes abondamment développées au point d'ensemencement forment les ébauches du stroma. Ces ébauches apparaissent 10 à 25 jours après l'inoculation. Le mycélium initial forme, par endroits, quelques agglomérations mycéliennes. Ces agglomérations correspondent à la phase primitive d'un stroma en voie de formation. Le nombre des stroma et leur place sur le milieu nutritif, le fruit ou le rameau inoculé, n'est en relation qu'avec les conditions de nutrition, et de développement de la colonie mycélienne. Dès le début le stroma, en voie de formation, est noir et dur, sans contour défini, entouré dans la plupart des cas d'hyphes en touffes. Des coupes faites à travers les jeunes stromas montrent deux zones, une externe et une interne, dont nous avons parlé dans la partie anatomique (voir anatomie du stroma mûr). Quand le stroma est jeune, la zone externe est limitée, vers la surface, à quelques couches de cellules, tandis que chez le stroma âgé, elle s'étend vers le centre aux dépens de la zone interne, qui est limitée à son tour près des pycnides en formation, pour disparaître complètement chez les pycnides mûres. Les cellules de la zone interne ont des dimensions très variables selon l'espèce. Ex. : *Botryod. atra* B. et Br. 10-12µ; *Botryod. Crataegi* Verterg. 15-18µ; *Botryod. juglandicola* Sacc. 18-20µ; *Botryod. compressa* Cke. 20-25µ;

L'évolution de la zone interne du stroma par transformation de ces cellules allongées en cellules polygonales analogues à celles de la zone externe, se fait, après la formation des spores, dans les loges sporifères, stromatiques. Le tissu interne du stroma, après avoir contribué à l'évolution de la pycnide, devient dur et noir, au fur et à mesure que le contenu des cellules qui le compose disparaît. Les modifications structurales se produisent donc avant que le stroma acquiert sa forme définitive, et que son évolution soit complète. On observe toujours une structure secondaire, due à la coloration de la zone externe, et la formation précoce des pycnides donne à la surface du stroma un aspect chagriné, irrégulier, avec dépressions souvent accusées. Quand aux hyphes entrelacées lâchement réparties entre la surface du stroma et le tissu de l'hôte, elles deviennent très irrégulières. Leurs éléments se montrent, de taille inégale, à contour arrondi, de consistance dure, à membrane épaisse, double, analogue à celles des cellules du mycélium âgé.

Des coupes faites dans un stroma encore plus âgé, en bon état de conservation sur l'écorce ou sur un milieu de culture, montrent les modifications que subit la zone interne pendant la période de dispersion des spores. Ces modifications comprennent sa transformation en tissu dur et coloré, la présence de déchirures et de fentes assez profondes arrivant à diviser le stroma en plusieurs parties irrégulières : Ex. : *D. acinosa* Tul., *D. macrosperma* Desm., *Botryod. atro-violacea* Henn., etc.

3. Durée de la formation du stroma.

Plusieurs facteurs modifient le temps qui s'écoule entre l'infection, la naissance du stroma et la libération des spores : humidité, température, richesse du milieu, consistance du tissu de l'hôte, vigueur et virulence du parasite. Ce temps varie beaucoup selon que l'infection a lieu au Laboratoire ou dans la nature. Au laboratoire, *Lasiod. Theobromae* donne des stroma en 15 jours, la libération des spores se fait après 35 jours sur bananes, tandis que sur oranges cette espèce donne des stroma en 10 jours et la libération des spores se fait après 35 jours; sur tomates, il donne des stroma en 12 jours, la libération des spores se fait après 35 jours. Sur rameaux, par différentes plantes, le même champignon donne :

Hôtes	Apparition du stroma	Libér. des spores
—	—	—
Coffea arabica	10-17 jours	35 jours
Cola acuminata	8-15 —	30-35 —
Hevea brasiliensis	12-20 —	30 —
Citrus Aurantium	12-25 —	35-40 —
Manioc palmata	8-14 —	25-30 —
Sacharum officinarum	30 —	20-25 —
Theobromum leucocarpa	7-12 —	20-25 —
Theobromum cacao	7-12 —	20-25 —

Nous avons obtenu, au laboratoire, pour *Botryod. Fraxini* le stroma à des dates indiquées comme suit :

sur *Corylus maxima*	30-50 jours	sur *Forsythia viridissima*	50-60 jours
— *Pirus communis*	30-40 —	— *Syringa amurensis*	50-65 —
— *Pirus malus*	30-45 —	— *Evonymus atropurpureus*	30-50 —
— *Ruta graveolens*	40-43 —	— *Tilia cordata*	40-60 —
— *Prunus laurocerasus*	35-50 —	— *Jasminum officinale*	40-55 —
— *Rosa canina*	30-45 —	— *Viburnum Theiferum*	35-50 —
— *Crataegus oxyac.antha*	30-50 —	— *Syringa vulgaris*	50-85 —
— *Berberis vulgaris*	50-60 —	— *Evonymus europaeus*	30-55 —
— *Acer monspessulonum*	40-50 —	— *Buxus sempervirens*	30-50 —

Dans la nature il est difficile de mesurer le temps, très variable selon les conditions, entre l'inoculation du parasite et la formation du stroma, le degré de vitalité du rameau jouant un grand rôle vis-à-vis de l'extension du parasite.

En culture, sur milieu nutritif le stroma se forme très vite après repiquage :

Milieu de culture	*Botryod. Evonymi*	*Botryod. Theobromae*	*Diplodia Pseudodiplodia*
—	—	—	—
Farine d'avoine	15	8	16
Moût de maïs	18	8	20
Maltea à 2%	20	9	25
Lutz	—	15	—
Brown, Czapek, Leonian	—	15	—
Sabouraud à 0,5% de glucose	—	15	—
— 2 % —	20	6	20
— 5 % —	10	3	15
— 8 % —	10	4	20
— 10 % —	15	4	25

4. Longévité du stroma.

Sur des rameaux, tiges, feuilles et fruits, les stroma sporifères des *Phaeodidymae*, placés à de basses températures, conservent leur vitalité. Des tiges ou fruits attaqués par *Lasiod. Theobromae*, *Microd. Agave*, *D. Zeae*, *D. pseudodiplodia v. voglinoi*, *D. Natalensis*, *D. malorum*, *D. Evonymi*, *D. melaena* et *D. tamaricina* Sacc., placés en frigidaire sont soumises à 0° C. pendant deux mois. Certaines souches (*Lasiod. Theobromae*) n'ont continué à produire des stroma qu'après être sorties de la chambre froide; certaines comme *D. Natalensis* ont poussé très lentement, toutes les autres souches lentement.

A la température du laboratoire tous les Champignons ensemencés sur morceaux de tiges ont donné des spores pendant plus de deux ans. Il est possible qu'un stroma continue à vivre pendant trois ou quatre ans surtout dans le cas où son substratum lui fournira les éléments nutritifs indispensables et l'humidité nécessaire. Des expériences nous ont montré que les stroma pouvaient supporter les hivers les plus rigoureux et les étés les plus secs sans perdre leur viabilité et même parfois leur vitalité.

5. Formation saisonnière des stroma.

Les observations faites dans la nature montrent que la production des stroma sur les organes des plantes commence souvent avant que ces organes soient complètement desséchés et morts. Cette production peut continuer sur les différentes parties tout au long de la saison végétative, sans devenir macroscopiquement visible, comme chez *Lasiod. theobromae*, ou s'arrêter quand les réactions de la plante éliminent le parasite comme chez *Botryod. Fraxini* et *Botryod. Evonymi*. Nous avons constaté, d'autre part, que le stroma peut aussi se former pendant toutes les périodes de l'année (avec ralentissement au printemps), pour la plupart des *Phaeodidymae*. Nous n'avons donc jamais trouvé de stroma sur les parties bourgeonnantes, après une infection.

PYCNIDES LIBRES

1. Naissance.

Les hyphes mycéliennes abondantes dans le substratum, qu'il soit la zone génératrice de l'écorce, l'écorce elle-même, ou le parenchyme palissadique de la feuille, se multiplient en même temps à leur base et donnent à la fin de simples cellules oblongues, pressées les unes contre les autres. Elles se dirigent aussi vers les assises du tissu de l'hôte pour y prendre leurs substances nutritives. Des lipides, des glucides ainsi que des inclusions minérales remplissent les hyphes et sont déposées, à la fin, dans les cellules mycéliennes groupées. Ces cellules formées vers la surface de l'hôte, dans des cavités du tissu détruit, commencent à se reproduire activement. Ce phénomène a lieu dès que les éléments nutritifs élaborés et transportés par les hyphes, sont en quantité suffisante pour dépasser ce qui est nécessaire pour un simple accroissement de la colonie. C'est donc par cette reproduction massive des cellules serrées, pleines d'éléments nutritifs concentrés, que l'ébauche de la pycnide commence d'apparaître (Pl. 5).

La pycnide naît de la façon suivante : de nouvelles cellules se produisent entre les hyphes par division, et remplissent l'intervalle qui sépare ces dernières. D'autres divisions cellulaires se succèdent très rapidement et on ne peut plus distinguer les hyphes mycéliennes qui avaient contribué à la formation du tissu producteur de la pycnide. On aperçoit seulement une masse sphérique de cellules. Cette masse est constituée au début par un tissu plus ou moins amorphe, compact, de cellules semblables, en voie de division nouvelle, qui plus tard vont se différencier. Ce tissu primordial de la pycnide est commun à tous les *Phaeodidymae*. Il mérite d'être étudié surtout lorsqu'il commence à se différencier en zone externe, interne et tissu sporifère, car les différences qu'il présente alors permettent d'établir les distinctions entre les divers genres. Nous avons poursuivi l'étude de la formation de la pycnide chez divers *Phaeodidymae* et nous avons constaté la rapidité de son évolution et celle du tissu primordial, dans plusieurs cas : chez *Lasiod. Theobromae* cultivé sur maltea à 2%, le tissu primordial de la pycnide commence à se former dès le second jour après l'ensemencement, et se différencie en zones dans les vingt-quatre heures. Six heures plus tard, les premières spores sont formées à l'extrémité des sporophores. Chez *Dipl. natalensis* le tissu est formé vers le 10ᵉ jour; chez *Pseudodiplodia voglinoi* le 6ᵉ, chez d'autres *Phaeodidymae* le tissu de l'ébauche de la pycnide apparaît plus tard.

2. Évolution.

Dès leur naissance, les cellules, dont l'ensemble va produire la pycnide, commencent à évoluer, et se différencient selon leur disposition. C'est ainsi que les cellules qui se trouvent à l'extérieur de cette masse, perdent peu à peu leur protoplasme et deviennent d'un brun foncé. Il se forme ainsi une assise extérieure noire, qui pendant longtemps reste la seule assise colorée de la pycnide. Chez quelques espèces à paroi membraneuse mince, cette assise unique assure la formation de la zone externe de la paroi de la pycnide jusqu'à la fin de la libération des spores. C'est le cas de plusieurs *Microdiplodia*, ex. : *Microd. Fraxini* Died., *Microd. microsporella* Allesch, *D. paupercula* B. et Br., *Microd. lichenicola* Voueaux, *Microd. Psoralea* Allesch., *D. minuta* Ell. et Tracy, etc.

Dans d'autres cas, à la formation de la première assise externe colorée, formée au début de la construction du tissu pycnidial, succède une autre assise, juste à l'intérieur de cette première couche. Chez quelques *Diplodia* la zone externe des pycnides est formée de deux assises de cellules colorées. *D. inconspicua* Cke., *D. citri* P. Henn., *D. Rosae* B. et C., *D. compressa* Ell. et Barth., *D. inquinans* Ell. et Barth., *D. punctata* Lév.

Dans d'autres cas enfin l'assise externe de cellules colorées formant la paroi noire, peut être multipliée, et sa formation souvent successive; la dernière couche se colore au moment de la libération des dernières spores. Le nombre d'assises colorées dépend aussi de leur localisation : base, ostiole, etc. Ce nombre varie comme suit chez les espèces suivantes : *D. pustulosa* Lév., *D. atrata* Lév., *D. Castanea* Sacc., *D. Rubi* Fr., 3-6 assises; D. *acerina* Lév., *D. carpini* Sacc., *D. Coryli* Fkl., *D. Profusa* De Not., 2-5 assises; *D. Acaciae* Penz. et Sacc., *D. Hurae* Tassi, *D. Lycii* Fkl., *D. meleana* Lév., 5-10 assises; *D. Farnesiana* Sacc., *D. Lantanae* Fkl., *D. Rhois* Sacc., *D. Celotiana* Sacc., 3-6 assises; *D. Buxi* Fr., *D. Mori* West., *D. Pruni* Fkl., *D. Rubis* Sacc., *D. Cydoniae* Sacc., 4-7 assises. Le passage d'une cellule incolore à l'état coloré de la zone externe, montre toujours plusieurs stades intermédiaires. Cette différenciation progressive se fait d'abord par épaississement de la membrane, puis par formation, dans les vacuoles, de globules liquides; peu à peu les constituants vivants de la cellule diminuent, jusqu'à disparition complète, suivie enfin par une coloration forte de la membrane cellulaire. Le rôle protecteur de cette différenciation est évident.

En même temps que les cellules externes du tissu primordial se différencient en membrane, les autres parties de ce tissu continuent à produire des cellules nouvelles. Ainsi les dimensions de la pycnide augmentent. Finalement le centre de ce tissu primordial se creuse et des éléments nouveaux s'ajoutent à la couche externe, ne laissant subsister aucun méat et la paroi devient continue.

Il y a d'autre part différenciation du tissu primordial dans la partie centrale de la pycnide après la formation de la cavité pycnidiale. Les cellules donnent naissance par divisions répétées au tissu sporifère. Ce tissu sporifère entouré par la paroi de la jeune pycnide est constitué par des cellules incolores, turgescentes, dont certaines vont devenir les cellules-mères, les autres assurant la nutrition de celles-ci par osmose. Le tissu sporifère donne, vers la paroi externe, des assises de cellules allongées formant la zone interne de la paroi, tandis que vers le centre il peut former des îlots, des appendices ou même un pseudoparenchyme sporifère, selon les espèces. Ce pseudoparenchyme est parfois abondant dans la partie basale de la pycnide, où les cellules ont une disposition parenchymatique.

Le nombre des assises de la zone interne peut varier selon les espèces : *D. calami* Niessl., 2 assises; *D. minuta* Ell. et Tracy, *Microd. helicina* Unam., 3 assises; *D. carpini* Sacc., *D. Juglandis* Fr., *D. Taxi* Fr., *D. Tini* Sacc., 3-5 assises; *D. atrata* Sacc., *D. circinans* B. et Br., *D. Tecomae* Pass., 3-10 assises; *D. coronillae* B. et Br., *D. Emeri* Sacc., *D. Amorphae* Sacc., *D. Salicina* Lév., 3-4 assises; *D. Betulae* Wert., *D. Castanea* Sacc., *D. Comari* Henn., *D. Rubi* Fr., 5-15 assises.

Comme tissu formant des îlots citons celui de *Lasiod. Theobromae*, mais nous avons rencontré des formations analogues chez les *Phaeodidymae* les plus différents. Il ne s'agit pas d'un caractère de valeur systématique. Enfin dans la pycnide âgée le tissu sporifère disparaît au profit de la paroi, qui n'est plus alors qu'un ensemble de cellules séchées, colorées et mortes.

Durant l'évolution de la pycnide, la production des spores et la formation des assises de la paroi, la nutrition est assurée par les hyphes qui se prolongent jusqu'à la base de la pycnide. Des canaux constitués de cellules jeunes et vivantes traversent la paroi de la base et assurent le transport des éléments nutritifs, à travers les assises différenciées et mortes de la membrane.

Le mot « Knaüelfrucht » utilisé par ZOPF et que LANGERON traduit par « pycnides glomérulaires » et appliqué d'abord par BAUKE à un *Diplodia* de *Cornus sanguinea*, correspond à peu près à ce mode de formation des pycnides telle que nous venons de le décrire. Nous ne sommes pas d'accord en ce qui concerne la formation du primordium de la pycnide. Le ou les filaments qui, d'après ZOPF, s'enroulent en spirale à plusieurs reprises, ne sont que les couches externes de la pycnide, en voie de formation déjà avancée. La pycnide tout au début n'est pas formée, à notre avis, par des filaments entremêlés constituant un glomérule d'abord lâche, puis serré, mais tout simplement par la division successive et répétée des hyphes et par la multiplication des cellules ainsi formées, serrées entre elles et entre les hyphes environnantes.

Dans le cas de pycnides groupées, le tissu primordial se forme par places successivement ou simultanément. C'est un caractère héréditaire qui permet très souvent de distinguer les espèces. C'est en nous basant sur ce caractère que nous avons pu regrouper plusieurs espèces dans le genre *Metadiplodia* comme : *Metad. pustulosa*, *Metad. acerina*, *Metad. melaena*, *Metad. Lantanae*, *Metad. sambucina*, *Metad. mutila*, etc.

PYCNIDES SE FORMANT DANS UN STROMA

Les pycnides naissant dans un stroma peuvent se former, d'après nos observations, de deux façons différentes : ou bien par une simple transformation des cellules stromatiques en spores, la différenciation de la paroi interne et la présence d'une cavité étant ultérieures, ou par la formation d'une cavité endostromatique assurant la naissance des spores par les sporophores (Pl. 21).

Dans le cas de la formation des spores par transformation des cellules stromatiques, le stroma jeune est constitué par deux tissus différents : le tissu externe qui jouera un rôle protecteur, et dont les cellules sont polygonales, grandes, à membrane dure et colorée, et le tissu central à cellules allongées, parenchymatiques, à membrane mince, dans lequel les pycnides se formeront.

La cellule devenant une spore (voir plus loin; modes de formation des spores), libère une petite cavité du tissu sporifère du stroma. La transformation successive des cellules du tissu interne en spores se fait à un rythme assez intense, si bien qu'une cavité pleine de spores est tout de suite formée dans le tissu parenchymateux du stroma. Peu après le début de la formation des spores, les cellules du tissu sporoproducteur se trouvant entre deux lots sporifères voisins, se vident progressivement de leur contenu. Elles prennent une forme allongée, déprimée et constituent les éléments de la paroi intermédiaire, commune à deux loges sporifères voisines. C'est donc au sein du tissu sporifère qu'apparaissent des cavités sporifères, tandis que le reste de ce tissu se différencie en parois. On peut suivre facilement l'évolution de la paroi interne des loges d'un stroma et étudier ses changements successifs entre deux cavités sporifères. Les cellules destinées à protéger les loges sporifères perdent au début leur

turgescence et constituent une paroi. A mesure que la cavité augmente et que le tissu sporifère se réduit, ces cellules se transforment et se serrent les unes contre les autres. Leur disposition prend l'aspect d'assises superposées. Allongées vers la cavité sporifère, polyédriques vers la limite externe commune à deux loges, ces cellules forment une paroi pycnidiale commune pour les cavités sporifères voisines.

Dans un stroma âgé, on trouve de grandes cavités pleines de spores. Ces cavités sont séparées par des parois communes, formées de quelques assises de cellules colorées, polygonales, comprises entre quelques assises de cellules hyalines et allongées. Le tissu sporifère peut s'étendre tout autour de la cavité sporifère. Toutes ces formations secondaires : paroi colorée, paroi hyaline et spores, résultent de la différenciation du tissu parenchymateux primitif du stroma, qui par places forme des spores, toutes les autres parties devenant des éléments protecteurs. Les pycnides qui se trouvent à la périphérie du stroma, ont en général une paroi externe beaucoup plus épaisse parce qu'elle conflue avec celle du stroma.

La pigmentation de la paroi commune à deux loges sporifères commence beaucoup plus tard que la formation des spores, non pas comme dans le cas des pycnides libres. La paroi reste hyaline jusqu'à la mort des cellules qui la constituent, la disparition du protoplasme étant complète après le détachement des dernières spores. La coloration de la paroi suit l'oxydation des matières qu'elle renferme. Cette pigmentation devient visible après la disparition du tissu sporifère, avant ou en même temps que les spores déjà détachées commencent à se colorer. Ces dernières restent pendant longtemps hyalines, souvent jusqu'au moment de la rupture du stroma (fentes produites par la formation d'autres pycnides, d'autres tissus, ou par le desséchement de la fructification).

Ce mode de formation des pycnides permet d'expliquer plusieurs phénomènes comme : la présence de stroma bien développée sans aucune trace de fructifications ou de loges sporifères; la formation de loges très petites qui présentent seulement quelques spores très jeunes 5 à 10μ, sans aucune trace d'adhérence; l'apparition de spores formées à côté des parois hyalines ou colorées en brun et en l'absence de cellules mères ou de sporophores; la présence de spores très jeunes ayant déjà leur taille définitive, sans apparition de spores plus petites. Tous ces phénomènes s'expliquent facilement par transformation directe des cellules du tissu sporifère, en spores.

Nous avons rencontré ce mode de formation des pycnides chez *D. microspora* Sacc., *D. hypoxyloidea* Cke., *Placod. Parinari*, *D. subtectoides* Peck. Chez d'autres espèces, les premières spores se forment de cette façon, les sporophores se présentant plus tard dans la cavité déjà constituée. C'est le cas de *D. Agropyri* Speg., *D. loculata* Mont., *Botryod. compressa* Sacc., *Botryod. atra* B. et Br., *Botryod. saginata* Petr., etc. Dans le second cas, la pycnide endostromatique est formée aussi aux dépens du tissu parenchymateux du stroma, mais les spores naissent ultérieurement, après édification de la paroi de la loge. Le stroma, constitué toujours de deux tissus, l'un périphérique et protecteur, l'autre central, destiné à donner les loges, présente, par places, de petites lacunes qui se forment par dépressions successives des cellules environnantes. Bientôt une telle lacune devient ovoïde, les cellules délimitant la cavité se pressant de plus en plus vers les parois. Cette lacune devient une loge et le tissu du stroma se transforme en paroi interne. Au fur et à mesure que le stroma se développe, les loges ainsi formées grossissent et deviennent de véritables cavités pycnidiales. On peut alors distinguer : 1° une paroi différenciée en zone externe et zone interne (la première à cellules polygonales

colorées, la seconde à cellules allongées, hyalines) et 2° un tissu sporifère portant des cellules-mères qui, dès le début de la formation de la cavité, commencent à émettre les spores, par ou sans l'intermédiaire des sporophores, selon l'espèce.

Ce second mode de formation des loges dans le stroma est connu depuis longtemps, mais on n'avait pas constaté la formation presque simultanée des loges et du stroma. Chez les stroma plus âgés la paroi commune entre deux pycnides voisines, peut se séparer en deux, chaque partie suivant l'évolution de la pycnide qu'elle enveloppe. C'est alors le cas des pycnides rarement séparables formées dans un stroma. Ex. : *Botryod. Meliae* Sacc., *Botryod. hypodermia* Wr., *Botryod. caespitosa* Grove, *Botryod. Hederae* Jaap., *Botryod. Ribis* Petr., e c. Des cavités peuvent assez fréquemment se former pendant le développement du stroma par déhiscence du tissu stromatique, mais elles n'émettent pas de spores et n'ont pas de paroi. La naissance des spores dans une loge stromatique exerce une influence sur l'orientation des cellules du tissu environnant qui remplit l'espace intermédiaire entre des pycnides. Ces cellules arrivent toujours à se disposer de telle sorte qu'elles forment une paroi pycnidiale. Dépourvues de matières nutritives, elles constituent peu à peu la paroi interne incolore, ou externe, brune, selon leur position. On trouve ainsi, dans le stroma âgé, des parois propres à chaque pycnide-loge, ou des parois communes qui séparent les loges, le tissu parenchymateux ayant disparu.

Dans d'autres cas, les parois propres à chaque pycnide se séparent, le stroma présente alors des pycnides individualisées ostiolées ou non, dont la base seule est enfoncée dans le tissu du stroma. Or, la disparition du tissu parenchymateux indique que le stroma est arrivé à maturation.

A la maturité des pycnides, le degré de régression du stroma et l'aspect qu'il prend alors peuvent varier selon les espèces. Il se présente plusieurs cas intermédiaires.

Cette différenciation du stroma à l'état mûr est un caractère stable. Il nous a permis de grouper plusieurs espèces d'après la forme définitive de leurs fructifications.

C'est ainsi que des pycnides séparables à maturité, bien que formées dans un même stroma caractérisent les genres *Paradiplodiella*, *Botryodiplodia* et *Microbotryodiplodia*, ex. : *Botryod. compressa* Sacc., *Botryod. caespitosa* Gr., *Botryod. mixta* Schw., *Botryod. Cerasi* Japp., *Microbotryod. atra*, *Microbotryod. subtectoides* Peck, *Paradiplodiella acinosa*, etc...

Dans les genres *Syndiplodia* et *Placodiplodia* les fructifications présentent un tissu stromatique sans différenciation des parois, avec des loges sporifères, ex. : *D. loculata* Mont., *B. Nerii* Syd., *D. hypoxyloidea* Cke., *Botryod. Gleditschiae* Ber., *Botryod. Spiraeae* Oud., *Botryod. Ingae* Syd., etc.

Quelques auteurs parlent du développement des pycnides sans expliquer le mode d'apparition des loges stromatiques. D'après Eidam 1877, Bauke 1876, Tavel 1886, Zopf 1890, le massif cellulaire se creuse par écartement des éléments centraux et le pseudoparenchyme se détruit peu à peu au fur et à mesure que les spores se forment aux dépens des cellules du tissu pseudoparenchymateux (Langeron).

Pour le mode d'apparition des pycnides groupées, nous renvoyons à la partie anatomique où leur valeur systématique est discutée en détail.

SPORES

a) Mode de formation.

Les observations faites directement sur les échantillons ne permettent pas souvent de suivre toute la sporogenèse. Les échantillons plutôt secs, les spores plutôt mûres ne livrent jamais leurs modes de formation. C'est donc au laboratoire, après isolement du parasite, ensemencé sur tiges de plantes diverses, ainsi que sur milieu nutritif, que nous avons poursuivi l'examen de l'évolution des spores.

Nous avons déjà noté, à propos de la formation de la pycnide que les spores se forment suivant trois modes différents : 1° par transformation et libération des cellules du tissu sporifère; 2° par formation directe par les cellules-mères du tissu sporifère; 3° à l'extrémité des sporophores.

1° La transformation des cellules du tissu sporifère en spore se réalise comme suit : une cellule de la partie du tissu central du stroma, destinée à donner naissance à une spore, évolue et arrive à un certain stade de maturité et de teneur en matières organiques et inclusions protoplasmiques. Cette cellule se différencie, d'une part, en ce qui concerne son contenu (voir notions cytologiques) et, d'autre part, extérieurement, elle se libère des cellules environnantes du tissu sporifère et tombe dans la cavité pycnidiale. En même temps que le décollement se produit, la membrane, de plus en plus épaisse et lisse, devient propre à la cellule isolée qui, de cette façon, se transforme en une spore libre dans la cavité sporifère du stroma. Le décollement progressif se poursuit, par la turgescence et l'agrandissement de la spore. Ce mode de formation des spores, qu'on peut observer durant toute la sporogenèse, se présente rarement. Ex. : *D. loculata*, *Botryod. hypoxyloidea*, *Botryod. sycina*, *Botryod. Gleditschiae*, *Botryod. atroviolacea*, *D. Chamaeropis*, etc... Plus fréquemment on trouve le mode de formation des spores seulement au début de la sporogenèse. Plus tard, la cavité présentant un tissu sporifère vers sa paroi interne, permet la formation de sporophores.

2° La naissance de la spore directement par la paroi d'une cellule-mère du tissu sporifère s'effectue de la façon suivante : une protubérance se présente à un endroit quelconque de la cellule-mère qui s'accroît et forme un mamelon. Cette protubérance présente une membrane plus épaisse à la base qu'au sommet. Au moment où le sommet va produire une spore, un gonflement apparaît, qui bientôt devient assez grand. Un courant protoplasmique, se manifestant de la cellule basale vers ce point, assure son agrandissement continu. Sous la pression incessante du cytoplasme, le gonflement de la boule ne permet pas la formation d'une membrane précoce. Cette dernière, souple et mince, se distend sans se déchirer. Des éléments constitutifs viennent s'ajouter à sa partie interne assurant ainsi sa résistance. Le courant cytoplasmique se pressant dans le gonflement de la protubérance parvient à donner, à la fin, les dimensions précises de la spore. La jeune spore ainsi formée, évolue rapidement et devient ovoïde; encore unicellulaire et hyaline, elle porte une membrane épaisse, refringente. La membrane de la protubérance ayant subi la différenciation de ses éléments glucidiques avorte après le passage du protoplasme dans la spore. Une cloison transversale se forme à la base de la spore séparant celle-ci du sporophore. Cette cloison d'abord hyaline, presque invisible, s'épaissit progressivement en même temps que la membrane sporale. Cette évolution simultanée ne permet pas d'observer de cicatrice sur la spore détachée, la cloison

devenant une partie homogène de la membrane. Un changement ultérieur des dimensions des spores après la formation de la membrane est parfois possible. Une croissance ultérieure peut être due seulement à une absorption d'eau indispensable à l'élaboration des substances chimiques de la spore mûre.

Le détachement des spores ainsi formées s'effectue sous la pression des autres spores voisines. Dès le détachement, l'avortement de la protubérance est complet. Il est très rare de distinguer, dans des pycnides mûres, les restes de telles protubérances sporifères. Une telle formation des spores est bien visible chez : *D. pustulosa* Lév., *Microd. Frangulae* Allesch., *D. laurina* Cke. et Hark., *D. Passeriniana* Thüm., *D. perpusila* Desm., *D. Platani* Tassi., *Microd. subtecta* Allesch., *Microd. Symphoricarpi* Died., *D. paupercula* B. et Br., *Microd. Imperialis* Allesch., etc.

3° La naissance de la spore à l'extrémité des filaments (sporophores) est pour les *Phaeodidymae* le mode de formation le plus répandu. Lorsque le sporophore fructifère atteint la longueur déterminée pour l'espèce, il émet une spore. Une goutte graisseuse apparaît tout au début au sommet; parfois on distingue mal cette goutte, car elle forme avec le sporophore une seule cellule allongée. L'extrémité de cette cellule se gonfle, se différencie en spore par le passage continu des matières constitutives, tandis que la partie basale reste inerte, mince, et l'ensemble prend un aspect piriforme allongé. Dans d'autres cas, quand la spore naît à l'extrémité d'un long sporophore, elle est bien distincte dès le début de sa formation, le sporophore étant très mince, ex. : *D. Corchori* Kikx., *D. mamillana* Fr., *D. acerina* Cke. et Mars., *D. atrata* Lév., *D. Castanea* Sacc., *D. heteroclita* Durr. et Mont., *D. Rubi* Berk., *D. vulgaris* Lév., *Macrod. Ulmi* Sacc., etc.

b) Évolution.

Incolore, réfringente, de forme arrondie, entourée par une membrane mince et hyaline, la petite spore en formation prend une coloration légèrement jaune. La membrane se dilate, au fur et à mesure que de nouveaux éléments constitutifs s'ajoutent à sa face interne, lui assurant une épaisseur suffisante. En forme d'ampoule, elle s'agrandit sous la pression interne du cytoplasme. A cet état, elle permet la coloration du contenu de la spore et l'examen de son état cytologique. Au moment du détachement du sporophore, la cloison transversale basale, transparente au début, devient épaisse et tout phénomène osmotique est arrêté. Le détachement précoce ou tardif dépend de l'espèce, mais on trouve des spores mûres attachées et d'autres jeunes détachées, dans une même pycnide. La cicatrice, dans le cas d'un détachement tardif, reste toujours visible sur la spore. Au contraire, après un détachement prématuré, la membrane souple de la spore rend l'extrémité basale lisse et la cicatrice disparaît. La tubérosité sur le sporophore est rarement visible, ce dernier se flétrit et meurt dès la chute de la spore. La pression latérale des spores voisines provoque souvent le détachement, avant la maturation de la spore. Ex. : *D. malorum* Fke., *D. acerina* Cke, *D. Meliae* Fr., *Botryod. Fraxini* Sacc., *Botryod. congesta* Sacc., *D. scabrosa* Wert., *Botryod. quercicola* Pat., *D. Crataegi* Fuckl. Le détachement peut au contraire avoir lieu après la coloration et la maturation, ex. : *Microd. Agaves* Niessl., *Macrod. Curreyi* Sacc., *D. Pinea* Desm.

La naissance des spores peut continuer pendant très longtemps dans une pycnide, mais chaque sporophore ne donne qu'une spore terminale.

c) Maturation.

Quel que soit le mode de formation des spores : par transformation directe des cellules du tissu sporifère, par l'intermédiaire d'un sporophore ou d'une simple protubérance mamelliforme, elles se présentent uniformément quand elles ont atteint leur évolution complète. Les spores détachées du sporophore, ou encore portées à son extrémité, mûrissent toujours dans la pycnide. Leur maturation est un phénomène durable; elle est due à des simples changements histochimiques d'ordre cytologique (voir chap. IV). Au point de vue biologique ce phénomène présente un grand intérêt en ce qui concerne la possibilité germinative de la spore. En général, nous pouvons évaluer le degré de maturation d'après le changement de couleur de la membrane. Divers auteurs considèrent comme spore mûre, celle dont la membrane est devenue foncée, sa teinte étant l'indice de la maturation. Pour nous, la maturité d'une spore n'est pas forcément liée à la teinte de sa membrane. Dans la plupart des cas, le stade de la maturation chez les *Phaeodidymae* précède celui du virage de teinte. C'est lorsque l'intérieur de la pycnide est en contact avec l'atmosphère que la membrane des spores commence à brunir bien que celles-ci soient déjà biologiquement mûres depuis un certain temps. Chez *Lasiod. Theobromae*, les spores encore hyalines peuvent germer dans la pycnide. La membrane de la spore mûrissante vire au jaune, passe par le jaune-gris, le jaune-vert et devient gris sombre pour arriver au brun clair, brun foncé et brun noir. Il y a des espèces chez lesquelles la coloration s'arrête au brun clair; pour d'autres elle va jusqu'au noir, avant que les spores soient capables de germer. Nous avons étudié les affinités entre les *Phaeodidymae* et les *Hyalodidymae*, pour la recherche des formes de transition, en ce qui concerne le degré de la coloration de membrane de leurs spores. Le fait que, chez divers *Phaeodidymae*, des spores mûres encore hyalines peuvent germer, ne permet pas de penser que ces espèces pourraient être classées parmi les *Hyalodidymae*. En effet, ces dernières (surtout le genre *Macrophoma*) ne montrent jamais une évolution allant jusqu'à la formation d'une membrane foncée capable de résister aux facteurs climatiques rigoureux. Parmi les espèces chez lesquelles la coloration de la membrane des spores se produit en même temps que la maturation interne (germination) citons : *Botryod. congesta* Sacc., *D. Ailanthi* Cke., *Botryod. caespitosa* Grove, etc... Dans la partie systématique de ce travail nous donnons la liste complète des espèces dont les spores n'arrivent jamais à se colorer et restent hyalines.

Un second stade de la maturation de la spore consiste en la formation de la cloison médiane. On constate d'abord une séparation de la masse protoplasmique de la spore en deux parties à peu près égales, enveloppées chacune par une membrane individuelle, hyaline. C'est au niveau de l'équateur de la spore que ces deux masses se séparent définitivement. On assiste, au début, à la formation d'une cloison hyaline et mince, qui bientôt s'épaissit et devient visible à cause de sa teinte foncée. Quand la formation de cette cloison est postérieure à la coloration de la membrane, les spores brunes et encore unicellulaires ressemblent à celles des *Phaeosporae*. Ex. : *D. pseudodiplodia*, *D. malorum*, etc. Quand, au contraire, la formation de la cloison précède la coloration de la membrane sporale, le passage se fait par les *Hyalodidymae*, ex. : *Botryod. Melliae*, *Botryod. compressa*, *Botryod. ostiolata*, *Botryod. Ribis*, *Botryod. compacta*, *Botryod. caespitosa*, *Botryod. congesta*, *Botryod. Ceraci*, etc.

Nous avons ajouté dans la partie systématique la liste de *Phaeodidymae* qui ne présentent jamais de cloison médiane ni avant ni après la coloration de la membrane, espèces que nous considérons comme des *Phaeosporae*.

Des espèces qui montrent au contraire une tendance à former une cloison même après la libération des spores ont été retenues parmi les *Phaeodidymae*, ex. :

Sphaeropsis sociata (Lév.) = *D. mutila* Mont., *Sph. Roumegueri* = *D. Roum.* Sacc., *Sph. evonymella* Trav. et Migl. = *D. evonymella* Sacc., *Sph. copiosa* = *Diplodiella faginea* Baüm., *Sph. Gallae* Sch. = *D. Gallae* Cke., *Sph. palmarum* Wr. = *Botryod. palmarum* Petr. et Syd., *Sph. paradisiana* Mont. = *D. parad.* Wr., *Sph. depressa* Lév. = *D. sarmentorum* Fr., *Sph. Scheidweileri* Wert. = *D. Scheid.* Sacc., etc.

Des anomalies morphologiques résultent parfois de la maturation des spores. Ces anomalies se présentant toujours chez les mêmes espèces, deviennent des caractères systématiques valables. C'est le cas des cloisons non médianes qui donnent des spores à cellules inégales (voir chap. III), ex. : *D. mixta*, *D. heterospora*, *D. toxicodendri.* Tous ces caractères biologiques de la maturation des spores peuvent varier selon les facteurs extérieurs, et créent une confusion très grande dans la systématique des espèces, ex. : *D. malorum* qui a comme synonymes : *Sphaeropsis Pseudodiplodia* Delacr., *Sph. malorum* Berk., *Sph. pseudodiplodia* Griff. et Maubl., *D. pseudod.* Fkl., *Sph. Mali* Sacc., *Sph. mali* Petr. et Syd., *Sph. endophilla* Pass. Ce champignon donne un petit pourcentage de spores du type *Sphaeropsis*; celles-ci deviennent bicellulaires après leur libération de la pycnide (voir opinion contraire de Crove, 39) c'est seulement en culture que les cloisons sont rares. Un phénomène semblable se rencontre chez *D. Pinea* Kickx, connu comme *Sph. pinicola* Speg., *Sphaeropsis pinastri* Cke. et Ell. et *Sph. Ellisii* Sacc., qui reste très longtemps sur l'hôte sous la forme d'une *Phaeosporae.* Mais dès que les spores sont sorties des pycnides, la cloison médiane apparaît.

D'après la bibliographie et les échantillons observés, nous pourrions dresser une liste de 150 synonymes d'une seule *Phaeodidymae,* mais cela n'ajouterait rien à la connaissance des espèces.

Nous avons établi la liste des synonymes seulement dans le groupe des *Phaeodidymae,* sur 1520 espèces décrites ou observées.

Les formes de transition appartenant aux : *Hyalosporae*, *Hyalodidymae*, *Phaeosporae* ont été, après examen minutieux de la pycnide, convenablement classées.

Il est rare que les spores sortent de la pycnide incolores ou unicellulaires, mais le cas s'est présenté pourtant chez quelques espèces, ex. : *Lasiod. Theobromae,* plusieurs *Botryodiplodia,* dont les spores se cloisonnent et se teintent de foncé dès leur sortie de la pycnide.

La présence d'une cloison médiane n'est pas un caractère absolument fixe chez les *Phaeodidymae.* Toutefois le pourcentage de spores à cellules inégales est infime. Mais si ce pourcentage augmente, on passe vers les *Diplopeltis.*

d) Libération.

Les spores mûres uniseptées et colorées remplissent la cavité de la pycnide; leur production s'étant poursuivie pendant l'automne, elles mûrissent en hiver. A la suite des observations faites à différentes époques, nous avons constaté que la libération des spores est plus active en automne, pour la région parisienne. La libération des spores chez les *Phaeodidymae,* ne serait pas en principe saisonnière; mais dépendrait, paraît-il, des pluies. Les spores qui se forment dans les pycnides pendant des mois ou même des années (selon le parasite, l'hôte, et les facteurs climatiques) se libèrent à mesure qu'elles mûrissent. La sortie des spores de

la pycnide s'effectue par l'ostiole ou par la fente du stroma; dans le premier cas, l'eau est nécessaire pour provoquer ce phénomène. D'après LANGERON (1945) les pycnospores sont des myxospores éliminées avec le mucus, gonflées par l'eau de pluie ou par la rosée. Pour MASON (1937), les myxospores sont séparés de leur support par action directe du Champignon lui-même, c'est-à-dire par gélification et autolyse du contenu d'une pycnide. Ce n'est pas cependant le cas des *Phaeodidymae* dont la pycnide persiste longtemps après la sortie des dernières spores. Nous avons étudié le mécanisme de la libération des spores par l'ostiole et nous avons constaté que la formation des spores et leur détachement dans la cavité pycnidiale peuvent continuer longtemps pendant un temps sec et chaud. La cavité se remplit alors de spores. Les jeunes spores se retrouvant vers la base de la pycnide exercent une pression sur les spores mûres détachées, les refoulant vers l'ostiole. Ces dernières, plus ou moins dégonflées ou peu plasmolysées d'après leur âge, absorbent facilement la première goutte d'eau de pluie ou de rosée et reprennent leur turgescence. Elles glissent alors par pression mécanique les unes sur les autres et sur la paroi de la pycnide et sortent de l'ostiole poussées à leur tour par les spores qui les suivent. Nous avons reproduit ce phénomène dans le laboratoire en mettant une pycnide mûre pleine de spores, à la surface d'un milieu humide gélosé. L'eau ayant suffisamment pénétré à travers la paroi gonfle les spores qui sortent successivement par l'ostiole. La libération des spores est donc un phénomène purement mécanique, qui se réalise de temps en temps, dans la même pycnide, après une pluie ou une rosée venant à la suite d'une longue sécheresse.

Cas de spores plongées dans un mucilage. Chez les *Phaeodidymae* à spores assez longues, la libération est facilitée quelquefois par la présence d'un mucilage enveloppant la spore comme une tunique externe. Au moment du détachement des spores ce mucilage remplit la cavité pycnidienne et, pendant la période sèche, il revêt chaque spore, comme d'une membrane épaisse. Après l'absorption d'eau ce mucilage gonfle, et aide au glissement des spores situées vers l'ostiole. On peut assister à un phénomène analogue quand on place une pycnide du genre *Phoma* ou *Phomopsis* à la surface d'un milieu humide. L'eau imprégnant la paroi est absorbée par le mucilage dont la masse bien gonflée entraînant les spores sort de l'ostiole comme un long ruban visqueux. C'est le cas de *Macrodiplodia Ulmi* Sacc., *D. Curreyi* Sacc. et Houm. *D. ligustricola* Girz., et *Macrod. oncospermatis* Sacc.

La libération des spores par les fentes du stroma ou de la pycnide, se produit suivant le même mécanisme. Les spores gonflées par l'eau sortent en masse par la fente. Si les fentes sont nombreuses, une partie de la paroi se détache complètement de son support et la pluie en tombant sur le réceptacle à demi détruit, disperse son contenu.

Cas des espèces à paraphyses. Les spores formées dans les pycnides contenant des paraphyses se maintiennent en position droite, elles sont toujours éloignées les unes des autres, au début de leur formation. Mais si les paraphyses ont un rôle nutritif en ce qui concerne la formation des spores, elles n'en jouent aucun, au moment de leur libération. Petites, rarement plus longues que les spores, les paraphyses forment, dans la jeune pycnide, une masse occupant une grande partie de la surface interne, mais leurs cellules meurent avant que les spores mûrissent.

Malgré leurs variations de taille, elles sont presque toujours simples sauf chez les espèces *D. paraphysata* Ell. et Ev. et *D. zeylanica* Tassi, que nous avons séparées de tous les autres *Nematodiplodia*. Contrairement à ce qui se passe chez les Ascomycètes, elles n'ont chez les

Phaeodidymae qu'un rôle purement nutritif. Ex. : *Lasiod. Thomasiana*, *Lasiod. Ricini*, *D. nutans*, *D. Frumenti*, *D. cactorum*, *D. anomala*, *Botryod. Maranthae*, *Botryod. Persicae*, *Botryod. filigera*, *Pellionella macrostoma*, *Diplodiella striispora*, etc.

e) ***Dispersion.***

Chez les *Phaeodidymae* la pluie et le vent assurent la dispersion des spores, les herbivores peu. Ces éléments se répandent non seulement au moment de la libération de la pycnide, mais pendant toute l'année; elles peuvent subsister à la surface de la plante envahie jusqu'à ce que les dispersent le vent ou la pluie. Nous avons observé des spores mûres en grande quantité sur les tiges d'*Evonymus*, *Tilia*, *Pirus*, *Ulmus*, *Fraxinus*, etc.; pendant plusieurs mois, nous avons noté l'influence du vent sur la dispersion de ses spores à l'aide d'une lame couverte d'une mince couche de vaseline. Par un faible courant d'air nous avons obtenu trois spores sur la lame en l'exposant pendant 20 minutes à une distance de deux mètres et à la même hauteur que la branche portant les spores en plein air. Des observations faites pendant l'été, l'automne et l'hiver nous ont permis de constater que la dispersion des spores est alors plus active en hiver.

f) ***Germination.***

Chez les *Phaeodidymae*, les spores, privées de pores germinatifs, se gonflent sous l'influence d'une goutte d'eau et germent. Des enzymes élaborées par le cytoplasme détruisent la membrane (Pl. 10) qui se perfore en n'importe quel point ménageant la sortie du tube germinatif; il peut arriver que les bords de ses spores se remplissent vers l'extérieur, facilitant ainsi le passage du flux cytoplasmique. Plusieurs perforations peuvent se présenter concurremment sur la surface de la même cellule sporale. Chez la plupart des *Phaeodidymae*, c'est l'une seulement de ces deux cellules qui bourgeonne, l'autre ne germant que plus tard ou pas. Dans d'autres cas les deux cellules sporales émettent des tubes germinatifs.

La germination des spores en gouttes pendantes nous a montré qu'une spore ne germe qu'après trois ou quatre heures d'imprégnation. Il est parfois nécessaire d'ajouter un stimulant. Le tube germinatif progresse très vite au début surtout sur milieu légèrement sucré, des ramifications secondaires pouvant se former dès le début, mais parfois ayant atteint 200 μ de long dans les premières vingt-quatre heures. Le contenu d'une cellule de la spore assure la formation d'un filament germinatif de 300 μ de long pour *Lasiod. Theobromae.*

Quand les spores germent dans la pycnide, on assiste à un phénomène assez curieux : une touffe de tubes germinatifs sorte de l'ostiole de la pycnide et se dirige vers le tissu ou le milieu portant la pycnide.

B. — COMPARAISON DES CARACTÈRES CULTURAUX

Nous venons d'exposer les caractères culturaux des souches tenues pendant deux ou trois ans, sur milieux de culture différents.

La plupart des expériences biologiques ont été faites aussi dans le but d'obtenir la fructification des souches. C'est sur des fragments de plantes que nous avons réussi à faire fructifier

ces Champignons, qui offrent alors les mêmes caractères culturaux, propres à chaque espèce, que sur les milieux de culture. Bien que les colonies s'étalent facilement sur la plupart des milieux sucrés, les *Phaeodidymae* ne fructifient pas aisément sur ces milieux gélosés.

Le mycélium se montre partout, rampant dans le jeune âge. La pigmentation des hyphes dépend des espèces : moins foncée chez les *Microdiplodia* et *Chaetodiplodia*, plus accentuée chez les *Diplodia*, noire chez les *Botryodiplodia* stromatiques. Le milieu de Maltea Moser à 2%, se montre très convenable pour toutes les espèces. Celui de LUTZ moins favorable. Le milieu de DODGE à la farine de maïs, permet facilement l'extension de la colonie, mais on y trouve rarement un mycélium intramatriciel. Les souches cultivées sur milieux ne renfermant pas la quantité minimum indispensable de protides et de glucides n'atteignent pas leur développement complet; les fructifications manquent souvent. C'est le cas des milieux de BROWN, CZAPEK, LEONIAN et de KAUFFMANN.

Si plusieurs auteurs se sont bien trouvés de l'emploi des milieux pauvres, nous ne sommes pas d'accord avec eux en ce qui concerne les *Phaeodidymae*. Sur milieux naturels (carotte, pomme de terre) les fructifications sont aussi très rares. Les graines des céréales posées sur milieu nutritif gélosé, ou sur ouate humide se sont montrées plus favorables pour la fructification.

Parmi les milieux riches, celui de Sabouraud (milieu d'épreuve contenant du glucose ou de la maltose à 0,5, 1, 2, 4, 6, 8, 10 et 12%) est apparu parmi les meilleurs à 5% de glucose.

C'est par l'observation des caractères culturaux : la forme du mycélium rampant, aérien, intramatriciel, son développement, son mode de ramification, de cloisonnement, son changement de couleur, la forme et la teinte du duvet ou du feutrage, l'extension de la colonie, la formation du stroma, la croissance des pycnides enfin que nous avons pu rapprocher les souches ou établir les synonymies. C'est par exemple le cas de *Lasiod. Theobromae* dont nous possédons 13 souches différentes qui se sont montrées identiques. C'est aussi le cas de *D. natalensis* dont nous avons précisé les différences anatomiques constantes (stroma, paraphyses, etc.) qui nous ont conduit à des distinctions, malgré des avis contraires. Nous avons établis aussi la synonymie de ce dernier Champignon avec *D. frumenti*, discutée depuis longtemps. Quand des souches ont perdu leur virulence, leur développement se montre toujours moins favorable sur le même milieu. Les passages successifs d'une *Phaeodidymae* sur Dodge, Maltea à 2%, rameaux de l'hôte, Maltea à 2%, permettant à la souche dégénérée, repiquée pendant longtemps sur le même milieu, de reprendre sa vitalité.

Par comparaison des caractères culturaux, nous avons pu séparer les caractères propres des espèces de ceux des genres : (ex. : car. micrométriques), ainsi que ceux d'une valeur primordiale (épaisseur de la paroi de la pycnide, assises de cellules colorées ou hyalines, extension du tissu sporifère, paraphyses, longueur des sporophores, cloison précoce, etc.).

Des caractères secondaires ont pu être mis aussi en évidence : dimensions du stroma, forme des pycnides ou des ostioles, dimensions des cellules de la paroi et des sporophores.

Nous considérons comme valables certains caractères toujours transmis par les lois de l'hérédité, par exemple la formation de pycnides toujours séparées ou toujours groupées, la présence ou l'absence d'un stroma, la facilité ou la difficulté à fructifier à assimiler, les différents milieux culturaux et à pénétrer dans les tissus de l'hôte. Ces caractères nous ont permis de séparer des espèces que l'on considérait comme affines, ou au contraire d'en réunir d'autres

qui avaient été situées dans des genres très éloignés. Ainsi, contrairement à l'avis de divers auteurs, les *Phaeodidymae* ne sont pas toujours pourvus de stroma, et nous avons pu distinguer dans ce groupe des espèces qui en étaient démunies, ex. : *D. microsporella* Sacc., *D. inconspicua* Cke, *D. punctata* Lév., *D. sparsa* Fukl., *D. cincta* Fkl., *D. tecomae* Pass., *Microd. perpusila* Allesch., *Microd. lichenicola* Vouaux, *Microd. maculata* Sacc., *Diplodiella crustacea* Karst., *Pellionella tetonensis* Wehmeyer, etc. D'autre part, nous avons pu montrer chez les *Diplodiella* que la formation des pycnides n'était pas toujours superficielle et qu'elle dépendait du tissu envahi.

On ne peut donc plus considérer ce caractère comme constant. Ex. : *Diplodiella Brassicae* Grove, *Diplodiella Cowdellii* B. et Br., *Diplodiella Silenes* Hollos, *Diplodiella nobilis* B. et Curt., *Diplodiella Caricae* Tog., *Diplodiella fibricola* Sacc., *Diplodiella Faginea* Baümler, *Diplodiella Tecomae* Passer, etc.

Si l'observation des caractères des espèces poussant sur les rameaux, les fruits, ou les feuilles des plantes, ont permis d'établir entre elles des synonymies, c'est également par les caractères culturaux que les affinités ou les divergences se sont révélées. Ex. : nous avons retiré *Microd. Agave* Niessl. des *Microdiplodia* à cause de ses spores striées et de son mycélium noir qui, en culture, le distingue nettement des autres espèces du genre. De même *D. Zeae* a été transféré du genre *Diplodia* dans le genre *Phaeostagonosporopsis* à cause de son mycélium jaune et superficiel et les spores très allongées.

Par ailleurs, la comparaison entre les caractères culturaux des *Phaeodidymae* et quelques souches des *Phaeosporae*, nous a permis de montrer que ces deux groupes étaient étroitement apparentés, constatation d'une très grande valeur au point de vue systématique et phylogénétique. C'est ainsi qu'à partir des *Hyalosporae* on passerait vers les *Phaeodidymae* par les *Phaeosporae* plutôt que par les *Hyalodidymae*. Chez ces deux derniers groupes, en effet, plusieurs espèces paraissent fixées, ayant sans doute perdu leur possibilité d'évolution, alors que d'autres arrivent jusqu'aux *Phaeophragmiae* en passant par les *Phaeodidymae*. Dans la partie systématique (Chap. VII) nous donnons la liste et les caractères des *Phaeodidymae* se situant à la limite d'autres groupes et que nous considérons comme espèces aberrantes. Nous distinguons aussi les espèces dont les caractères les rapprochent des *Pheaodidymae*, de celles qui doivent être considérées comme appartenant aux *Hyalosporae*, *Hyalodidymae*, *Phaeosporae* et *Phaeophragmiae*.

A l'intérieuer d'une même espèce nous avons toujours observé un ensemble de caractères constants : degré d'extension progressive de la colonie, date d'apparition des pycnides, pour un milieu défini, et pour une souche donnée, longueur des paraphyses, dimension des spores, et autres caractères micrométriques.

Les caractères culturaux nous ont donc apporté une aide précieuse pour la partie systématique de ce travail.

Parasitisme ou saprophytisme ?

D'après l'étude des caractères biologiques des *Phaeodidymae*, il résulte que ces champignons, en général saprophytes sur les divers organes des plantes, peuvent devenir, dans certains cas, non seulement des parasites, mais encore, de véritables fléaux pour les cultures. Le cas des *Lasiod. Theobromae*, *D. Phoenicum*, *D. Natalensis*, *D. malorum*, *D. Zeae*, etc., en sont des exemples frappants. Nous pouvons cependant lutter contre ces maladies en maintenant les plantes dans un état d'activité régulière, les *Phaeodidymae* étant des parasites de faiblesse. Un

rendement et une végétation convenable, obtenus par une taille légère et bien comprise, une nutrition permettant de résister à toutes les conditions climatiques et météorologiques, une irrigation régulière, sont les moyens les plus efficaces à employer pour empêcher l'installation d'une *Phaeodidymae* sur une plante. Au contraire les brûlures de soleil et la taille profonde des plantes, les maladies d'ordre physiologique, les carences en microéléments, et les insectes du bois facilitent l'invasion pour ces demi-parasites.

La résistance des plantes dépend de leurs matières de réserve et de la vitalité de leurs organes. La diminution de la surface foliaire la défoliation précoce, abaissent le taux de l'amidon et la quantité de sève élaborée, augmentant ainsi l'activité cellulolytique d'une *Phaeodidymae* lignicole.

Les *Phaeodidymae* s'installent également sur les fruits en entrepôt ou en cours de transport, épuisant le contenu des cellules en glucides, et le contenu plasmatique et amylifère des parenchymes médullaires (cellulose, pentosane et lignine), les transformant en matière brunâtre, granuleuse, inerte vis-à-vis des réactifs colorants.

Action de fongicides.

Au cours de nos essais au laboratoire, nous avons noté que les spores des *Phaeodidymae* sont en général très sensibles à quelques substances fongicides organiques. Nous avons expérimenté celles-ci sur les spores de *Lasiod. Theobromae*, *D. Frumenti*, *D. malorum* et *D. natalensis*. Ces spores, obtenues dans des conditions bien contrôlées, en ce qui concerne le milieu nutritif, l'âge, la température, la concentration et le stimulant, ont été mises en suspension dans l'eau distillée et ensuite disposées sur lames. La solution était préalablement appliquée sur ces lames de verre chimiquement propres, au moyen de pipettes, de sorte que le dosage et la concentration du produit, ainsi que le volume de chaque goutte étaient bien connus. Les lames étaient alors placées dans des chambres humides et maintenues à la température de 25°C. pour la germination des spores. Quant aux fongicides utilisés en poudre, on étale une quantité donnée par cm. carré à la surface de la lame.

Un examen après 24 heures nous a montré le pourcentage de spores germées par rapport au témoin. Nous avons ainsi pu fixer la dose léthale qui empêchait la germination de 95% des spores, pour les espèces étudiées. A l'aide d'un hématimètre, le nombre des spores, pour chaque goutte était porté à 50.000 après l'addition du fongicide. Nous avons calculé ainsi que pour empêcher la germination de 95% des spores de *Lasiod. Theobromae* par l'acide dithiocarbamique (spécialité commerciale contenant 76% de matière active), utilisé en poudre, il en fallait $0{,}5 \times 10^{-6}$ gr. pour 50.000 spores. D'autre part, pour un produit de mercure à base de lactate de phénulmercure-triéthamoammonium à 5% Hg., utilisé en solution, le même résultat était obtenu avec $0{,}3 \times 10^{-7}$ gr. d'une solution aqueuse de 0,02 %, soit $0{,}6 \times 10^{-9}$ gr. du produit.

Action des *Penicillium* ***et des*** *Actinomyces.*

Tous ces champignons peuvent coexister dans les cultures des *Phaeodidymae* et comme la croissance de ces derniers est plutôt lente, les *Penicillium* ainsi que les *Actinomyces* gagnent peu à peu sur les *Diplodia* et arrivent finalement à détruire les souches ensemencées. Aucun antagonisme n'a été remarqué, contrairement à ce qui se passe avec les *Ascomycètes* en culture considérés comme formes parfaites de quelques *Phaeodidymae*.

CHAPITRE VII

SYSTÉMATIQUE

a) CLÉ DE DÉTERMINATION DES GENRES DES SPHAEROPSIDALES PHAÉODIDYMÉES

\+ . . Spores ovoïdes ou peu allongées. Mycélium brun foncé :
○ . . . Paraphyses présentes :
= . . . . Spores lisses :
□ . . . . . Pas de stroma :
× . . . . Paraphyses ramifiées. . . . . HEIMIODIPLODIA.
× × . . . . . Paraphyses simples :
*. . . . . Pycnides glabres . . . . NEMATODIPLODIA.
* *. . . . . Pycnides avec un lasius . . . . LASIODIPLODIELLA.
□ □. . . . . Stroma présent . . . . SYNNEMADIPLODIA.
= = . . . Spores striées :
μ . . . . . Pycnides glabres séparées. . . . . STRIONEMADIPLODIA.
μ μ. . . . . Pycnides groupées poilues. . . . . LASIODIPLODIA.
○ ○ . . Pas de paraphyses :
= . . . Spores lisses :
□ . . . . . Pas de stroma :
⊠ . . . . . . Pycnides ostiolées :
ω. . . . . Pycnides séparées :
*. . . . . Pycnides glabres :
§. . . . . Pycnides sans bec ou col :
℘ . . . . Mucus présent. . . . . MACRODIPLODIA.
℘ ℘ . . . . Pas de mucus :
φ . . . . Pycnides superficielles . . . . DIPLODIELLA.
φφ . . . . Pycnides sous-épidermiques :
♃ . . . . Paroi membraneuse. . . . . MICRODIPLODIA.
♃ ♃. . . . . Paroi charnue . . . . DIPLODIA.
§ §. . . . . Pycnides avec col long ou bec . . . . PELLIONELLA.
* *. . . . . Pycnides poilues :
§. . . . . Pycnides sans bec. . . . . CHAETODIPLODIA.
§ §. . . . . Pycnides avec bec . . . . RHYNCHODIPLODIA.
ω ω. . . . . . Pycnides groupées . . . . METADIPLODIA.
⊠ ⊠. . . . . Pycnides sans ostioles . . . . SCHIZODIPLODIA.
□ □ . . . Stroma présent :
ℒ . . . . Pycnides séparables à maturité :
⊠ . . . . . Pycnides ostiolées :
♃ . . . . . . Pycnides à paroi membraneuse. . . . . MICROBOTRYODIPLODIA.
♃ ♃. . . . . . Pycnides à paroi charnue . . . . BOTRYODIPLODIA.
⊠ ⊠. . . . . Pycnides sans ostiole . . . . PARADIPLODIELLA.
ℒ ℒ . . . Pycnides non séparables à maturité :
⊠ . . . . . Pycnides ostiolées. . . . . SYNDIPLODIA.
⊠ ⊠. . . . . Pycnides sans ostioles . . . . PLACODIPLODIA.

= = . Spores non lisses :
φ . . . Spores granuleuses . . . . GRANULODIPLODIA.
φ φ . . Spores striées . . . . STRIODIPLODIA.
+ + . Spores très allongées, filiformes, mycélium jaune pâle . . . PHAEOSTAGONOSPOROPSIS.

b) SYNONYMIES ÉTABLIES ENTRE LES GENRES

a) *Macrodiplodia* Sacc. = *Macrodiplis* Clem. = *Steganopycnis* Syd.
b) *Chaetodiplodia* Karst. = *Chaetoconis* Clem. = *Chaetodiplis* Clem.
c) *Diplodia* Fr. = *Sporocadus* Cord. = *Phlaeospora* Schulz.
d) *Schizodiplodia* n. gen. = *Didymosporis* Clem. = *Didymosporiella* Trav. et Migl.
e) *Botryodiplodia* Sacc. = *Botryodiplis* Clem. = *Botryosphaerostroma* Petrak = *Botryosphaeris* Clem. = *Pseudopatella* Speg. = *Nothopatella* Sacc. = *Traversoa* Sacc.
f) *Paradiplodiella* n. gen. = *Paradiplodia* Speg. = *Pseudodiplodia* Speg. = *Pseudodiplodiella* Bender.
g) *Phaeostagonosporopsis* Woronin. = *Stenocarpella* Syd.

c) GENRES ÉLOIGNÉS DES PHAEODIDYMAE

a) *Diblastospermella* Speg. = *Hyalodidymae.*
b) *Pseudodiplodia* Karst. = *Hyalodidymae* à *Hyalophragmiae.*
c) *Ascochytulina* Petrak = *Hyalophragmiae.*
d) *Macrodiplodiopsis* Petrak = *Phaeophragmiae.*
e) *Zernya* Petrak = *Phaeophragmiae.*
f) *Hendersonina* Butler = *Phaeophragmiae.*
g) *Leprieurina* Arnaud = *Leptostromataceae.*
h) *Diplodiopsis* P. Henn. = *Parodiella.*

d) SYNONYMIES ÉTABLIES ET COMBINAISONS NOUVELLES ENTRE LES ESPÈCES

A. — *HEIMIODIPLODIA.*

1. — *H. paraphysata* (Ell. et Ev.) nov. comb. = *D. par.* Ell. et Ev.
2. — *H. zeylanica* (F. Tassi) nov. comb. = *D. zeyl.* F. Tassi.

B. — *NEMATODIPLODIA.*

1. — *N. anomala* (Mont.) nov. comb. = *D. aegyptiaca* F. Tassi = *D. anomala* Mont. = *D. Arthrophylli* Penz. et Sacc. = *D. Mangiferae* Koord. = *D. Wurthui* Koord. = *D. Yerbae* Speg.
2. — *N. nematospora* (Sacc.) nov. comb. = *D. fecundissima* Sacc. = *D. Moringae* Sacc. = *D. nematospora* Sacc.
3. — *N. paraphysaria* (Sacc.) nov. comb. = *D. Cinchonae* Koord. = *D. paraphysaria* Sacc.
4. — *N. guaranitica* (Speg.) nov. comb. = *D. guaranitica* Speg. = *Botryod. ulmicola* (Ell. et Ev.) Quinsman.
5. — *N. gongrogena* (Temme) nov. comb. = *D. gongrogena* Temme.

C. — *LASIODIPLODIELLA.*

1. — *L. Triflorae* (Higgins) nov. comb. = *Lasiodiplodia Trifl.* Higgins.
2. — *L. Thomasiana* (Sacc.) nov. comb. = *Lasiodiplodia Thomas.* Sacc.
3. — *L. Ricini* (Sacc.) nov. comb. = *Lasiodiplodia Ricini* Sacc.

D. — *SYNNEMADIPLODIA.*

1. — *S. nutans* (Speg.) nov. comb. = *D. nutans* Speg. = *D. mutans* Speg.
2. — *S. Marantae* (Speg.) nov. comb. = *Botryod. Mar.* Speg. = *Botryod. Persicae* Died.
3. — *S. morina* (Syd.) nov. comb. = *D. morina* Syd.
4. — *S. Fiorii* (Bacc.) nov. comb. = *Lasiod. Fiorii* Baccarini = *Botryod. filigera* Sacc.

E. — STRIONEMADIPLODIA.

1. — *St. Frumenti* (Ell. et Ev.) nov. comb. = *D. Frum. Ell. et Ev.* = *Pellionella macrostoma* Spenz. = *D. Natalensis* P. Evans = *D. Orchidea B.* = *Diplodiella striispora* Ell. et Barth.
2. — *St. Cactorum* (Speg.) nov. comb. = *D. Cactorum* Speg.
3. — *St. Phoenicum* (Sacc.) nov. comb. = *D. Phoenicum* (Sacc.) Faucett. = *Macrophoma Phaenicum* (Fautr.) Sacc.

F. — LASIODIPLODIA.

1. — *L. Theobromae* (Pat.) Gr. et Maubl. = *Chaetod. Arachidis* Maubl. = *D. Arachidis* Petch. = *Botryod. Batatae* P. Henn. = *D. cacaoicola* P. Henn. = *Botryod. carpophila* Petr. = *Botryod. cerebrina* Sacc. = *D. cinnamomi* Da Cam. = *D. cococarpa* Sacc. = *D. cocophila* Cke = *Chaetod. Coffeae* (Zimm). = *D. Coffeae* P. Henn. = *D. coffeicola* Zimm. = *D. coffaeiphila* Speg. = *D. creba* Sacc. = *Botryod. crebra* Petr. = *Botryod. diplocarpa* Ell. et Ev. = *Botryod. Elasticae* Petch. = *Chaetod. grisea* Petch = *D. hesperidica* Speg. = *Nematod. laelio-cattleyae* Sibil. = *D. Mangostanae* P. Henn. = *D. Manihoti* Sacc. = *Botryod. Manihotis* Syd. = *Botryod. manihoticola* Petr. = *D. Musae* Died. = *Lasiod.nigra* Appel et Laubert = *D. paradisiana* (Mont.) Wr. = *D. phaseolina* Sacc. = *Botryod. phaseolina* (Sacc.) Petr. et Syd. = *D. radula* B. et Br. = *D. rapax* Massee = *Botryod. saccharina* Died. = *Chaetod. sobraliae* P. Henn. = *D. solanicola* Sacc. = *Botryod. Theobromae* Pat. = *D. tubericola* Ell. et Ev. = *D. tubericola* Taubenh. = *Chaetod. vanilae* A. Zimm. = *D. zebrina* Petch.

G. — MACRODIPLODIA.

1. — *M. Curreyi* Sacc. et Roum. = *D. Curreyi* Sacc. et Roum. = *D. ligustricola* Girzitska.
2. — *M. Ulmi* Sacc. = *Macrod. Libertiana* Petr.
3. — *M. Oncospermatis* (Syd.) Sacc. = *Steganopycnis Oncosp.* Syd.

H. — DIPLODIELLA.

1. — *D. crustacea* Karst. = *Diplodiella crustacea* Karst. *f. salicina* et *f. Castanea* = *Diplodiella Goethana* Trav.
2. — *D. Caryotae* Rac.
3. — *D. oospora* (Berk.) Sacc. = *Microd. microsporella* (Sacc.) Allesch. *f. Sarothamni* Frag. = *D. oospora* Berk. = *Microd. ovoidea* Bansa.
4. — *D. apiospora* inéd. = *Diplodiella apiosp.* Cke in herb.
5. — *D. decorticata* (C. et Ell.) Sacc. = *D. decort.* C. et Ell. = *Diplodiella fibriceda* Sacc. = *D. fici* Delacr. = *D. ficicola* Delacr.
6. — *D. lata* (C. et Harkn.) nov. comb. = *D. lata* C. et Harkn. = *Diplodiella Tonkinensis* Delacr.
7. — *D. lignicola* (Peck.) Sacc. = *D. lignicola* Peck.
8. — *D. anatolica* Petr.

I. — MICRODIPLODIA.

1. — *M. perpusila* (Desm.) Allesch. = *Microd. Alpataci* Speg. = *Microd. Alkannae* Hollos = *Microd. Alni* Allesch. = *Microd. Anemopaegmae* Frag. = *Microd. Anthurii* Trinch. = *D. Antirhini* Fautr. = *Diplodiella Banksiae* F. Tassi = *Diplodiella Brassicae* Grove = *D. Bryoniae* Zimm. = *Microd. Bryon.* Sacc. et Trott. = *D. Camelliae* Berlese = *Microd. Camel.* Allesch. = *Microd. Capsici* Sarejanni = *Diplodia Celottiana* Sacc. = *Microd. celot.* Allesch. = *Microd. clematidina* Fautr. = *D. Cowdellii* B. et Br. = *Diplodiella Cowd.* Sacc. = *D. depazeoides* Dur. et Mont. *f. Arecae* G. Mariani = *D. destruens* Mc Alp. = *Microd. Eriobotryae* Politis = *D. Fabianae* F. Tassi = *Microd. Fab.* Allesch. = *D. Fragmites* Mont. = *Microd. Frangulae* Allesch. = *Microd. galliseda* Sacc. = *D. Harknessi* Sacc. = *Microd. Hark.* Tassi = *Microd. heteroclita* Frag. = *D. Jasmini* celotti = *D. laurina* Cke et Harkn. = *Microd. laur.* Grove = *D. Myricae* P. Henn. = *Microd. Myr.* Sacc. P. D. = *Microd. Nyssae* Allesch. = *Microd. Palmarum* Died. = *D. Passeriniana* Thüm. = *Microd. Passer.* Allesch. = *Microd. Pegani* Bubak = *D. perpusila* Desm. = *D. perp.* Desm. *v. Centranthi* Cast. = *v. Ligustri* = *Microd. perp.* Tassi = *D. Platani* F. Tassi = *Microd. Plat.* Allesch. = *Microd. Salicis* Died. = *Diplodiella Silenes* Hollos = *Microd. solitaria* Bubak = *Microd. Sparti* Tassi = *D. spiraeicola* E. et Ev. = *Microd. spir.* Allesch. = *Microd. subtecta* Allesch = *D. Tylostomatis* Pat. = *Microd. visci* Pot.

2. — *M. perpusila* Allesch. *f. Symphoricarpi* Died. = *Microd. Symphor.* Died.
3. — *M. constrictula* Bubak = *Microd. iridicola* Frag.
4. — *M. constrictula* Bubak *f. Linderae* Ell. et Ev. = *Microd. Linderae* Ell. et Ev.
5. — *M. minor* (Syd.) Allesch. = *Microd. microsporella* (Sacc.) Tassi *f. Philadelphi* Speg. = *D. minor* Syd. = *D. Thalictri* E. et D. = *Microd. valdiviensis* Speg. = *Diplodiella Xanthii* Har. et Br. = *Microd. Xanthii* Allesch.
6. — *M. melaena* Allesh. = *D. Dearnessii* Ell. et Ev. = *Microd. Fraxini* Died. = *Microd. Gleditschniae* Died. = *Microd. Handelii* Bubak = *Microd. Juglandis* Died. = *Microd. microsporella v. Anemopaegmae* Frag. = *Microd. microsporella* (Sacc.) Tassi *f. Coryli* Fautr. = *Microd. Raphiolepidis* P. Henn. = *Microd. Spiraeae* Died.
7. — *M. melaena* Allesch. *f. Carpini* Died. = *Microd. Carpini* Died. = *Microd. Coryli* Died.
8. — *M. nobilis* (Berk. et Curt.) nov. comb. = *Microd. anagyridis* Frag. = *Diplodiella Angelicae* Died. = *Diplodiella Milleri* Ahmad = *Diplodiella nobilis* Berk. et Curt. = *Microd. Sophorae-sinensis* Frag.
9. — *M. microspora* (Ott.) Allesch. = *D. Adenocarpi* Pitard = *Microd. Alsines* Frag. = *D. Araucariae* Penz. et Sacc. = *D. Boyeri* Sacc. = *Microd. Boyeri* Allesch. = *D. calami* Niessl. = *Microd. Cocculicola* Frag. = *D. cupressina* Cke = *Microd. Ephedrae* Hollos = *D. fructigena* Brun. = *Microd. fruct.* Allesch. = *Microd. indica* Syd. = *Microd. ischaemi* Moens = *D. Jaczewski?* = *D. Mespili* Ferr. = *Microd. Mesp.* Sacc. P. et D. = *D. microspora* Ott. = *D. Microsporel. v. Araucariae* Penz. et Sacc. = *Microd. microsporella f. cocculicola* Frag. = *f. Menispermi* Sacc. = *v. Sophorae* Frag. = *D. Narthecii* Sacc. Bomm. et Rouss. = *Microd. Narth.* Allesch. = *Microd. paronychiae* Urries = *D. Phyllactinia* Cke et Harkn. = *D. pinnarum* Passer. = *Microd. pinnarum* Allesch. = *D. Psoralea* Boy. et Jacz. = *D. punctifolia* d'Alm. et Da Cam. = *Microd. punctifolia* Sacc. P. et D. = *D. Spartii* Boy. et Jacz. = *D. vitalba* (Br. et Ure) Allesch.
10. — *M. depazeoides* (Dur. et Mont.) nov. comb. = *Microd. campylotropidis* Frag. = *D. depazeoides* Dur. et Mont. = *D. hedericola* Sacc. = *Microd. heder.* Allesch. = *Microd. microsporella f. campylotropi* Frag. = *Microd. Molluginis Naoumoff* = *D. quinquiliarum* B. et C. = *D. Rusci* Sacc. et Therry = *Microd. Rusci* Allesch. = *Microd. ruthenica* Petr. = *Diplodiella Tamaricina* Maubl. = *D. traversiana* Da Cam.
11. — *M. depazeoides* (Dur. et Mont.) nov. comb. *f. Cordiae* Passer. = *D. microsporella* Sacc. *v. Cordiae* Passer.
12. — *M. paupercula* (B. et Br.) nov. comb. = *D. Atropae* Siémaszko = *Microd. Calthae* W. Kirscht. = *Diplodiella Caricae* Toghini = *D. paupercula* B. et Br. = *D. pauper.* B. et Br. *v. Platani* Sacc.
13. — *M. brachyspora* (Sacc.) Allesch. = *D. brachyspora* Sacc. = *D. Caesii* Boy. et Jacz. = *Microd. Caesii* Allesch. = *Microd. Caesii* (Boy. et Jacz.) Urries.
14. — *M. acervata* (Lév.) nov. comb. = *D. acervata* Lév. = *Microd. Agni-casti* Sacc. = *D. Ampelodesmi* R. Maire = *Diplodiella Ampelod.* Sacc. = *D. chrysanthemella* Ikata = *Microd. Elaeagni* Pat. = *Microd. foedans* Sacc. = *D. Gayii* Boy. et Jacz. = *Microd. Gayii* Allesch. = *Microd. Gayii* (Boy. et Jacz.) Sacc. = *Microd. Gayii* (B. et Br.) Allesch = *Microd. Gayii v. capsularum* Sacc. = *Microd. iliceti* Sacc. = *Microd. Magnoliae* Grove = *Microd. Mori* Allesch. = *D. Morreniae* Syd. = *Microd. Passeriniana* (Thüm.) Allesch. *v. rhachidis* Sacc. = *D. paupercula* B. et Br. *v. Platani* Sacc. = *D. Pittospori* Cel. = *D. pittospororum* Sacc. = *Microd. pittosp.* Allesch. = *D. Platani* B. et Br. = *Microd. ricinigena* Bubak = *D. samararum* Brun. = *Microd. samararum* Allesch. = *Microd. Spiraeae* Hollos = *D. subtilis* Bonorden = *D. uvicola* N. Speschnew = *Microd. viciae* Peck.
15. — *M. lichenicola* Vouaux.
16. — *M. Koelreuteriae* Died. = *Microd. Betulae* Jaap. = *Microd. Ceanothi* Dearn. et Hause = *Microd. microsporella* (Sacc.) Tassi *f. Bupleuri* Frag. = *Microd. rosarum* Died. = *Microd. Tofieldiae* Died. = *Microd. Togashiana* Syd.
17. — *M. phyllodiorum* (Penz. et Sacc.) Tassi = *Microd. mamma* Allesch. = *D. phyllodiorum* Penz. et Sacc. = *Microd. Strelitziae* Frag. = *Microd. Syringae* Allesch. = *Microd. Tiliae* Allesch.
18. — *Microd. imperialis* (Sacc.) Allesch. = *Microd. cercidis* Died. = *D. imperialis* Sacc. = *D. microscopica* Cke et Harkn. = *D. minuscula* Penz. et Sacc. = *Microd. minuscula* (Penz. et Sacc.) Allesch. = *Microd. Nissoliae* Grove = *D. Psoraleae* (Cast.) Karst. et Harkn. = *Microd. Psoraleae* () Allesch. = *D. Rutae* P. Henn. = *Microd. Rutae* () Sacc. P. et D. = *Microd. Sambusci* Politis = *Diplodiella viminis* Fautr.

19. — *M. imperialis* (Sacc.) Allesch. *f. Oryzae* Miyake = *D. Oryzae* I. Miyake = *Microd. Sambuci-racemosae* Naoumoff.
20. — *M. Tanaceti* (Karst. et Harkn.) Allesch. = *D. Tanaceti* Karst. et Harkn.
21. — *M. Tanaceti* (K. et H.) Allesch. *f. Oryzae* Miyake = *Diplodiella Oryzae* I. Miyake.
22. — *M. melaspora* (Berk.) Gr. et Maubl. = *Microd. brachypodii* Unam. = *D. hippocrepidis* Pat. = *Microd. varia* Berk. = *Microd. Phillyrae* Bubak = *Microd. Riofrioi* Caball. = *Microd. valvuli* Fairm.
23. — *M. clavispora* (Ell. et Barth.) nov. comb. = *D. citricola* Mc Alp. = *D. clavispora* Ell. et Barth. = *D. subterranea* Ell. et Barth. = *D. Cocculi* Da Cam. = *Microd. cycadella* Frag. = *Microd. gallicola* Fairm. = *Microd. Jasmini* Syd. = *D. Tassiana* Sacc. et Syd.
24. — *M. clavispora* (Ell. et Barth.) nov. comb. *v. Sterculiae* Tassi = *D. Sterc.* Tassi.
25. — *M. minuta* (Ell. et Tracy) nov. comb. = *Microd. Anograe* Fairm. = *D. asterigmata* Vestergr. = *Diplodiella Balanitis* Sacc. = *D. Desmazieri?* = *Microd. Evonymi* Politis = *Microd. Fici* Politis = *Microd. helicina* Unam. = *Microd. Junci* Died. = *Microd. Leucalenes* Fairm. = *Microd. medicaginis* Died. = *D. minuta* Ell. et Tracy = *D. osyridella* F. Tassi = *Microd. osyrid.* () Allesch.
26. — *M. minuta* (Ell. et Tracy) nov. comb. *f. Seminulum* Pat. = *D. Eugenoides Weslford* = *D. Seminulum* Pat.
27. — *M. minuta* (Ell. et Tracy) nov. comb. *f. Secalis* (Lib.) Speg. et Roum. = *D. Secalis* (Lib.) Speg. et Roum. = *Microd. Secalis* Speg. = *D. Sidae* Pass. et Beltr.
28. — *M. Pappiana* (Bacc.) nov. comb. = *D. Escalerae* Frag. = *D. Pappiana* Bacc.
29. — *M. fibricola* (Berk.) nov. comb. = *D. Cacti* Roll. = *Microd. Cacti* (Roll.) Allesch. = *D. fibricola* Berk. = *Diplodiella fibricola* (Berk.) Sacc. = *D. microspora* B. et C. = *Microd. obsoleta* (Karst.) Allesch. = *D. obsoleta* Karst. = *Microd. ononidicola* Rhodes = *Diplodiella ramentacea* Tassi = *Microd. Wistariae* Grove.
30. — *M. centrophila* (Pass.) Allesch. = *D. Calycotomes* Roll. = *Microd. Calycot.* () Allesch. = *D. centrophila* Passer. = *D. Cotini* Thüm. = *D. Rehmii* Bäuml.
31. — *M. maculata* (Miyake et Hara) Sacc. = *D. maculans* Miyake et Hara = *Diplodiella ficina* Passer.
32. — *M. Osmanthi* Trav. = *D. Bupleuri* Alvroblewski = *Microd. microsporella v. faginea* Ferr. = *Microd. peperorum* Bubak.
33. — *M. myriospora* (Sacc.) Allesch. = *Microd. Glaucii* Grove = *Microd. microsporella* (Sacc.) Allesch. *v. Clematidis* Unam. = *Microd. mycophaga* Petr. = *D. myriospora* Sacc. = *Microd. Nerii* Politis.
34. — *myriospora* (Sacc.) Allesch. *f. physalidis* P. Henn. = *Diplodiella phys.* Henn.
35. — *M. Lecanorae* Vouaux = *D. Lecanorae* (Vouaux) Keissl.
36. — *M. Lecanorae* Vouaux *f. ferrugineae* Vouaux = *Microd. ferrugineae* Vouaux.
37. — *M. caballeroi* Unam.
38. — *M. Warburgiana* (Reichert) Nattrass = *D. Warburgiana* Reichert.

J. — DIPLODIA.

1. — *D. Pterocarpi* Cke = *Microd. anonicola* (Henn.) Sacc. P. et D. = *D. anonicola* P. Henn. = *D. fumago* Berk. = *D. Helichrysii* Passer. = *Microd. Helichr.* () Allesch. = *Microd. Helichr.* () Frag. = *Microd. Heterothalami* Syd. = *D. infuscans* Ell. et Ev. = *Diplodiella Lantanae* Briard = *Microd. microsporella v. foliorum* Caball.
2. — *D. Trichini* P. Henn. = *Microd. Trichini* () Sacc. P. et D.
3. — *D. Trichini* P. Henn. *f. navarrica* Urries = *Microd. navarrica* J. Urries.
4. — *D. microsporella* Sacc. = *Microd. bambusina* Sacc. = *Diplodiella fructicosa* A. Zimm. = *Microd. Henningsii* Staritz = *D. maculicola* Winter. = *D. microspora* Sacc. = *Microd. microsporella* (Sacc.) Allesch. = *Microd. microsp.* () Tassi = *Microd. Miyakei* Sacc. = *D. pusilla* Sacc. et Briard = *Microd. pusilla* () Allesch. = *Microd. quercicola* Petr. = *Microd. smilacina* Sacc. = *D. Viciae* Schambel = *Microd. Xanthocerasis* Hollos.
5. — *D. microsporella* Sacc. *f. Pruni* Died. = *Microd. Pruni* Died.
6. — *D. microsporella* Sacc. *f. hypoxyloides* Ell et Ev. = *D. hypoxyl.* Ell. et Ev.
7. — *D. inconspicua* Cke = *D. abiegna* Maubl. = *Microd. abiegna* () Sacc. P. et D. = *D. Agni-casti* Passer. = *D. Anethi* Fr. = *D. Camelliae* P. Henn. = *Microd. Camelliae* () Sacc. P. et D = *D. Carpini* Thüm. = *D. cisticola* Brun. = *Microd. cisticola* () Allesch. = *D. citri* Henn. = *D. clematidea* Sacc. = *D. clematidis* Cke et Kalch. = *D. cocoes-capitata* Caball. = *D. consociata* B. et C. = *D. consors* B. et Br. = *Microd. consors* () Allesch. = *D. conspersa* (Schw.) Cke =

D. Deodarae Thüm. = *Microd. Deodarae* () Allesch. = *D. galbulorum* Brun. = *Microd. galbul.* () Allesch. = *D. genistarum* Cke = *Microd. genist.* () Allesch. = *Microd. inconspicua* (Cke) Allesch. = *D. ivicola* Ell. et Ev. = *Microd. ivicola* () Sacc. P. et D. = *D. Meliae* Sacc. et Roum. = *microspora* Sacc. *v. Meliae* = *D. microsporella* Sacc. *f. Lonicerae* Fautr. = *D. microsporella* Sacc. *v. Meliae* Sacc. et Roum. = *D. papillosa* Bacc. — *Microd. phormii* Da Cam. = *D. plumbaginis* Politis = *D. Sassafras* Tracy et Earle.

8. — *D. inconspicua* Cke *f. Leguminis-Cytisi* Lév. = *D. Leguminis-Cytisi* Lév. = *Microd. Legum.-Cytisi* () Allesch. = *D. Padi* Brun. = *Microd. Padi* () Allesch. = *D. Juniperi* West. *f. Deodarae* Thüm.

9. — *D. inconspicua* Cke *f. sclerotiorum* Viala et Sacc. = *D. sclerot.* Viala et Sacc.

10. — *D. inconspicua* Cke *f. compressa* Ell. et Barth. = *D. compressa* Ell. et Barth. = *D. consueloi* Frag. = *Microd. Oenotherae* Hollos = *Microd. lophiostomoides* Dearn. et House.

11. — *D. tenuis* Cke et Harkn. = *D. beticola* Prill. et Delacr. = *D. celtidigena* Ell. et Barth. = *D. inquinans* Ell. et Barth. = *Microd. Thalicri* Sacc.

12. — *D. Obiones* (Grove) nov. comb. = *D. cococarpa* Sacc. *v. malaccensis* Tassi = *Microd. Obiones* Grove.

13. — *D. punctata* (Lév.) nov. comb. = *D. Adenocarpi* Frag. = *D. atramentaria* C. et Ell. = *D. atriplicis* Cast. = *D. Bignoniae* Tassi = *D. Buddleiae* Pat. = *D. Bumeliae* Tassi = *D. buxella* Sacc. = *D. Buxi* Fr. *v. minor* Grove = *D. calamicola* P. Henn. = *D. Ceanothi* Ell. et Barth. = *D. Ceratoniae* Politis = *D. Citharexyli* P. Henn. = *D. Emeri* Sacc. *f. Junceae* Frag. = *D. Frangulae* Fuck. *f. alpina* Sacc. = *D. incrustans* Sacc. = *Microd. Noaeae* Bubak = *D. Poterii* Politis = *Microd. Siliquastri* (Pass.) Sacc. P. et D. = *D. Siliquastri* Pass. = *D. Tamaricis* Rabenh. = *D. tarentina* Pass. = *D. Yuccae* Berk.

14. — *D. spurca* (Wallr.) Sacc. = *D. apiosporioides* F. Tassi = *D. atra* F. Tassi = *D. Bombacina* Ahmad = *D. Diospyri* (Sch.) Sacc. et Trav. = *D. eructans* (Wallr.) Sacc. = *D. inquinans* Mont. = *D. rhodophila* Passer. *D. rhodophila* Passer *v. canensis* = *D. rhodophila* Passer. *f. canina* Brun. = *D. seriata* De Not. = *D. seriata* Lév. = *D. Trachelospermi* Tassi.

15. — *D. Ulmi* Dearness.

16. — *D. Cytisi* Auersw. = *D. andicola* Speg. = *D. Androsaemi* Sacc. = *D. Bresadolae* F. Tassi = *D. Convolvuli* Dearn. = *D. dispersa* B. et C. = *D. Dracaena* P. Henn. = *D. Juniperi* West. = *D. Juniperi* West. *v. sabinae* = *D. nigricans* Sacc. = *D. nucis* Brun. = *D. petiolaris* Peck. = *D. Rheae* Cke. = *D. Styracis* F. Tassi = *D. Teucrii* Frag. = *D. Umbellulariae* Ell. et Ev.

17. — *D. Rosmarini* Cel. = *D. Aloysiae* F. Tassi = *D. Cunninghamae* Mont. = *D. Fairmani* E. et Ev. = *D. nitens* Sacc. Bomm. et Rouss. = *D. Rosmarini* Passer.

18. — *D. Galactis* P. Henn.

19. — *D. Vaccini* Berl. et Roum. = *D. Polygoni* Ruhland = *D. Uvulariae* Davis.

20. — *D. Vaccini* Berl. et Roum. *v. Müklenbeckiae* Tassi = *D. Mühlenbeckiae* F. Tassi.

21. — *D. maculata* Cke et Harkn. = *D. elaeospora* Sacc.

22. — *D. cylindrospora* Bubak.

23. — *D. mamillana* Fr. = *D. Corchori* (Desm.) Kickx = *D. Corni* West. = *D. Corni* Bress = *D. Corni* Fr. = *Diplodiella Faginea* Bäumler = *D. Jasmini* West. *f. sparsa* Grove = *D. Kerriae* Berk. = *D. lichenopsis* Cke et Massee = *D. macrospora v. caulicola* G. Mariani = *D. Nerii* Speg. = *D. rhizogena* Ell. et Barth.

24. — *D. ailanthina* Speg. = *D. amphisphaerioides* Passer. = *Diplodiella donacina* Sacc. P. et D. = *D. Harioti* Mroblewski = *D. Marsdeniae* Thüm. = *D. Scorzonerae* Passer. = *D. Spiraeae* Thüm. *D. Stachydis* Politis.

25. — *D. ailanthina* Speg. *f. anglicae* Grove = *D. Saccardiniana* Speg. *v. anglicae* Gr.

26. — *D. diversa* Speg. = *D. albo-zonata* Dur. et Mont. = *D. Crataegi* West. *f. Pyracanthae* Grove = *D. Cyparissa* Cke et Harkn. = *Diplodiella diversa* (Speg.) Sacc. = *D. phyllodii* Cke et Harkn. = *D. Tulipiferae* Died. = *D. virginiana* Cke et Rav.

27. — *D. sparsa* Fuck. = *D. cladastridis* Syd. = *D. cucurbitaceae* Ell. et Langl. = *D. Gales* Bomm. Rouss. et Sacc. = *D. Halleriae* F. Tassi = *D. Loranthi* H. Zimm. = *D. Magnoliae* West. = *D. Mespili* Hollos = *D. petiolarum* Sacc. = *D. Pteleae* Hollos = *D. Sambuci* Fautr. = *D. Spartii v. catalaunica* Frag. = *D. ulcinjensis* Bubak = *D. viticola f. foliicola* Lobik. = *D. Yuccae* West.

28. — *D. sparsa* Fuck. *f. macropyrena* F. Tassi = *D. macropyrena* F. Tassi.

29. — *D. cincta* Fuck. = *D. Akebiae* Fairmans = *D. ephedricola* Frag. = *D. Genistae tinctoriae* Frag. = *D. Grossulariae* Sacc. et Schulz. = *D. hungariae* Bubak = *D. Jatrophae* P. Henn. = *D. Litseae* P. Henn. = *D. Oenocarpi* P. Henn. = *D. Salvadorina* Ahmad = *D. Siliquastri* West. *v. leguminum* Hollos = *Diplodiella ulmea* Passer.
30. — *Diplodia punctipetiole* Cke = *D. Carpogena* Passer. = *D. Lupini* Cke et Harkn. = *D. Fuchsiae* Cke et Harkn.
31. — *D. Tecomae* Passer. = *D. Anonae* Sacc. = *D. extensa* Cke et Harkn. = *D. foliicola* Sacc. = *D. fulvella* Cke = *D. glandicola* Cke et Ell. = *D. Henriquesiana* Trav. et Spessa = *D. Juniperi* West. *f. foliicola* Sacc. = *D. rhoina* Cke et Harkn. = *D. spireina f. major* Brun. = *D. Tecomae* Cke = *Diplodiella Tecomae* (Cke) Sacc.
32. — *D. longispora* Cke et Ell. = *D. phellodendri* H. Zimm.
33. — *D. conigena* Desm. = *D. Pinastri* Grove = *D. Pinastri v. Cedri* = *D. pinicola* B. = *D. pithyophila Fuck.* = *D. pythyophila* Fuck. = *Macrod. conigena* Desm.
34. — *D. Guineae* Unam.

K. — PELLIONELLA.

1. — *P. Cardonia* Flag. et Sacc. = *Diplodiella Cardonia* Flag. et Sacc.
2. — *P. tetonensis* Wehmeyer.
3. — *P. deformans* Penz. et Sacc.

L. — CHAETODIPLODIA.

1. — *C. caulina* Karst.
2. — *C. arachnoidea* (Ces.) Sacc. = *D. arachnoidea* Ces.
3. — *C. chaetomioides* (Ces.) Sacc. = *D. chaetomioides* Ces.
4. — *C. anceps* Passer. = *C. tiliacea* P. Henn. = *C. velata* Rota-Rossi = *C. Seaforthiae* (P. Henn.) Died. = *D. Seaforthiae* P. Henn.
5. — *C. anceps* Passerini *f. hirtella* Sacc.
6. — *C. caesalpiniae* (P. Henn.) Died. = *D. caesalpiniae* P. Henn.
7. — *C. Lecardiniana* Sacc. Bomm. et Rouss.
8. — *C. Anthurii* Montemartini.
9. — *C. elavulispora* Speg.

M. — RHYNCHODIPLODIA.

1. — *R. Citri* Briosi et Farneti.

N. — METADIPLODIA.

1. — *M. Eucalypti* Syd.
2. — *M. pustulosa* (Lév.) nov. comb. = *D. acerina* Cke et Mass. = *D. Aconiti* Brun. = *D. Aesculi* Lév. *v. capsularum* Brun. = *D. Althaeae* Speg. = *D. atrata* Lév. = *D. Bacchi* Pass. et Thüm. = *D. bambusae* Ell. et Langl. = *Microd. bambusae* () Sacc. = *D. berberidis* Rota-Rossi = *D. Betulae* West. = *D. Bignoniae* F. Tassi = *D. Butleri* Syd. = *Diplodiella Camphorae* D. Sacc. = *D. caryogena* Ell. et Ev. = *D. Castaneae* Sacc. = *D. Cast.* Sacc. *v. corticola* = *D. cast.* Sacc. *v. radicicola* = *D. Cast.* Sacc. *v. liquicolis* = *D. Chimonanthi* Sacc. = *D. cistina* Cke = *D. Colutae* Schnabl. = *D. Comari* P. Henn. = *D. corylina* Brun. = *D. Daturae* Sacc. = *D. distriminanda* Passer. = *D. elastica* F. Tassi = *D. Eriobotryae* Sacc. = *D. foeniculina* Thüm. = *D. Henriquesii* Thüm. = *D. heteroclita* Dur. et Mont. = *D. Hibisci* P. Henn. = *D. Kerensis* Pass. = *D. Lablad* Sacc. = *D. Lagerstroemiae* Speg. = *D. Lunariae* Jaap. et Died. = *D. officinalis* Ell. et Ev. = *D. Otthiana* Allesch. = *D. Oudemansii* Sacc. et Syd. = *D. Paliuri* Sacc. *v. microspora* Sav. et Sandu = *D. Palmarum* Bomm. et Rouss. = *D. Pandani* F. Tassi = *D. Persicae* Sacc. = *D. pustulosa* Lév. = *D. radicicola* Sacc. = *D. radiciperda* Thüm. = *D. Ravenelii* Cke = *D. Rehmii* Bäumler = *D. Rubi* Fr. = D. Rubi Berk. = *D. Ruborum* (Sch.) Sacc. = *D. rutaecola* Thüm. = *D. Saccardiniana* F. Tassi = *D. Sarothamni* Oudem. = *D. scabra* Fuck. = *D. Segapolii* Scal. = *D. Smyrnii* Curt. = *D. Tini* Sacc. *f. minor* Brun. = *D. Tragiae* Massee = *D. Visci* De Not. = *D. vulgaris* Lév. = *D. xylogena* Sacc. = *D. Zelkovae* Wroflewski.
3. — *M. pustulosa* (Lév.) nov. comb. *f. Auerswaldii* Bäuml. = *D. Auersw.* Bäumler.
4. — *M. pustulosa* (Lév.) nov. comb. *f. celastrina* Ell. et Ev. = *D. celastrina* E. et E.

5. — *M. pustulosa* (Lév.) nov. comb. *f. perseana* Delacr. = *D. perseana* Delacr.
6. — *M. pustulosa* (Lév.) nov. comb. *f. xanthoxyli* P. Henn. = *D. xanthox.* P. Henn.
7. — *M. Aurantii* (Catt.) nov. comb. = *D. Aurantii* Catt. = *D. Citri* Sacc.
8. — *M. acerina* (Lév.) nov. comb. = *D. Aceris* Fuck. = *D. asclepiadea* C. et Ell. = *D. asclepiadea sub sp. Periplocae* Berl. et Bress. = *D. Astrocaryi* P. Henn. = *D. atro-caerulea* Ell. et Ev. = *D. Australiae* Speg. = *D. Carpini* Sacc. = *D. Catalpae* Speg. = *D. Catappae* Cke = *Macrod. cinerea* Cke et Ell. = *D. cirhifera* Mont. = *D. clandestina* Dur. et Mont. *v. foliorum* Sacc. = *D. constricta* Dearn. = *D. Cookei* Sacc. et Syd. = *D. Coryli* Fuck. = *D. cytosporioides* Roum. = *D. diversispora* Kab. et Bub. = *D. dryadea* Sacc. = *D. Ellipsopoda* Mont. = *D. foliorum.* Sacc. = *D. fructus-Pandani* P. Henn. = *D. fructus-Pandani v. foliorum* Sacc. = *D. helicis* De Not. = *D. hibiscina* C. et Ell. *v. Sabdariffae* Sacc. = *D. Humili* Fuck. = *D. Incarvilleae* Thüm. = *D. indigofera* P. Brun. = *D. interrogativa* Thüm. et Pass. = *D. jasminicola* Sacc. = *D. juglandicola* Otth. = *D. Juglandis* Fr. = *D. Koelreuteriae* Sacc. *v. minor* Brun. = *D. Laureolae* Fautr. = *D. Liriodendri* Peck. = *D. Marsdeniae* C. et Mass. = *D. minutissima* Otth. = *D. moricola* C. et Ell. = *D. Opuli* Passer. = *D. Opuntiae* Sacc. = *D. performans* Desm. = *D. Periplocae* Berl. et Bress. = *D. Pistaciae* Berl. et Bress. = *D. Pitospori* Cke et Harkn. = *D. Pollacina* Allesch. = *D. profusa* De Not. = *D. rhodocarpa* Cke = *D. rosaecarpa* Cke = *D. Rhododendri* West. = *D. rosarum* Fr. *v. santonensis* Brun. = *D. spiraeina* Sacc. = *D. subtecta* Fr. = *D. tamaricina* Sacc. = *D. Tamaricis* Sacc. = *D. Taxi* De Not. = *D. Taxi* Fr. = *D. Tini* Sacc.
9. — *M. acerina* (Lév.) nov. comb. = *Phloeospora* Sacc. et Trav. = *D. Phloeospora* Sacc. et Trav. = *Phloeospora Diplodia* Schulz.
10. — *M. melaena* (Lév.) nov. com. = *D. Acaciae* Penz. et Sacc. = *D. Aceris v. Negundinis* Thüm. = *D. Aparines* Passer. = *D. atra* Mont. = *D. atra* Sacc. *v. Pseudoplatani* Sacc. = *D. atrata* (Desm.) Sacc. = *D. atrata* (Desm.) Sacc. *v. Pseudoplatani* = *D. Boldoae* Speg. = *D. cerasorum* Fuck. = *D. circinans* B. et Br. = *D. coerulescens* Passer. = *D. desmodiicola* Frag. = *Diplodiella dubia* Delacr. = *D. faginea* Fr. = *D. Forsythiae* Hollos = *D. Hederae* Fr. = *D. Hederae* Fuck. = *D. Hederae* Desm. = *D. Hurae* F. Tassi = *D. lyciella* Sacc. = *D. Lycii* Fuck. = *D. Lycii v. lyciella* Sacc. = *D. magnoliicola* Brun. = *D. mamma* Fuck. = *D. Marumiae* Sacc. et Paol. = *D. melaena* Lév. = *D. megalospora* Berk. et C. = *D. Molleriana* Thüm. = *D. negundinis* Thüm. = *D. Onobrychidis* Hollos = *D. patellaris* (Wallr.) Mont. = *D. Philadelphi* Cel. = *D. pseudodiplodia* Fuck. = *D. Rhamni* Jaap = *D. ricinicola* Sacc. = *Botryod. ricinicola* (Sacc.) Petr. = *D. Rubi* Fr. *v. Rubi-idaei* Brun. = *D. Salicella* Sacc. = *D. samararum* Sacc. = *D. subseriata* F. Tassi = *D. Syriaca* Sacc. = *D. Tecomae* Passer. = *D. Tecomae* Pass. *v. affinis* Sacc.
11. — *M. Lantanae* (Fuck.) nov. comb. = *D. Amygdali* Cke et Harkn. = *D. Celottiana* Sacc. = *D. Crassulae* Cke et Harkn. = *D. Farnesiana* Sacc. = *D. Hippophaearum* Bresad. = *D. Lantanae* Fuck. = *D. quercina* West. = *D. Rhois* Sacc. = *D. Spartii* Cast. = *D. unedonis* P. Brun.
12. — *M. Sambucina* (Sacc.) nov. comb. = *D. albo-tecta* Sacc. = *D. Laurina* Sacc. V. *minor* Passer. = *D. sambucina* Sacc. = *D. Scoparia* Cke.
13. — *M. Mutila* (Mont.) nov. comb. = *D. Aesculi* Lév. = *D. berberidina* Sacc. = *D. Berberidis* Sacc. = *D. Crataegi* West. = *D. Cynanchina* Petr. = *D. Inocarpi* Sacc. = *Botryod. Mali* Brun. = *Macrod. Mali* West. = *D. mespilina* L. Caja = *D. Mutila* (Mont.) Fr. = *Botryod. Pomi* (Mont. et Fr.) Ciferri = *D. Rosae* West. = *D. Rosarum* Fr.
14. — *Metad. Mutila* (Mont.) nov. comb. *f. Maclurae* Speg. = *D. Maclurae* Speg. = *D. Panacis* (Fr.) Cke.
15. — *Metad. Georginae* (Corda) nov. comb. = *D. Abrotani* Fuck. = *D. Baccharidis* Hollos = *D. caulicola* Fuck. = *D. Chionanthi* C. et Ell. = *D. eustaga* F. Tassi = *D. Georginae* (Corda) Lév. = *D. phoenicicola* Speg. = *D. Sicula* Scalia.
16. — *Metad. Spiraeae* (Sacc.) nov. comb. = *D. Aristolochiae-Siphonis* Vestergr. = *D. bambusina* Died. = *D. Bougainvilleae* Da Cam. = *D. genistae* Fr. = *D. rimicola* B. et E. = *D. Spiraeae* Sacc.
17. — *Metad. Spiraeae* (Sacc.) nov. comb. *f. Lagenariae* Sacc. = *D. Lagen.* Sacc.
18. — *Metad. Buxi* (Fr.) nov. comb. = *D. argentina* Speg. = *D. Buxi* Fr. = *D. buxicola* Sacc. = *D. Carpinea* Thüm. = *D. Cavanillesiana* Frag. = *D. Cavanillesiana* Frag. *f. Spiraeae* Frag. = *D. Ceanothi* Cl. Moreau = *D. circinans* Cke = *D. Cydoniae* Sacc. = *D. Deodarae* Brun. = *D. Inquinans* (West.) Sacc. = *D. Inquinans* West. = *D. Inquinans* West. *v. ramulicola* = *D. Julibrissin* Speg. = *D. Kaki* Sacc. = *D. Laureolae* Fautr. *f. Mezerei* Ferr. = *D. Mori* West. = *D. multicarpa* Peck. = *D. Oleae* Pegl. = *D. palmicola* Thüm. = *D. palmicola v. Sabaleos* Sacc. = *D. Papayae* Thüm. = *D. Phillyrae* Jaap = *D. polygonicola* Hollos = *D. polymorpha* Mont. = *D. Pruni* Fuck. = *D. Pruni*

Fuck. *f. Mahaleb* = *D. Pruni* Fuck. *f. myrobolana* Brun. = *D. Pruni* E. et B. = *D. Pseudoplatani* Brun. = *D. Pseudoplatani* Brun. *f. Aceris negundinis* = *D. rhizophila* Syd. = *D. Ribis* Sacc. = *D. Rusci* Sacc. et Therry *v. microspora* Pollaci = *D. Saponariae* Tul. = *D. Siliquastri* West. = *D. Spegazziniana* Roum. et Sacc. = *D. Staphyleae* Sacc. et Penz. = *D. Symphoricarpi* Sacc. = *D. typhina* Sacc. = *D. Weigeliae* Sacc.

19. — *Metad. Buxi* (Fr.) nov. comb. *f. Euterpes* Syd. = *D. Euterpes* Syd.

20. — *Metad. tephrostoma* (Lév.) nov. comb. = *D. acericola* Tehon et Stout = *D. siphonis* P. Henn. = *D. tephrostoma* Lév. *D. tephrospora* Curtis.

21. — *Metad. tephrostoma* (Lév.) nov. comb. *f. viscicola* P. Henn. = *D. viscic.* P. Henn.

22. — *Metad. Emeri* (Sacc.) nov. comb. = *D. Asparagi* Brun. = *D. Coronillae* Berk. et Bress. = *D. dracaenicola* Died. = *D. Emeri* Sacc. = *D. hortensis* Sacc. = *D. platanicola* Sacc. = *D. smilacina f. smilacis asperae* Sacc.

23. — *Metad. ilicicola* (Desm.) nov. comb. = *D. Amelanchieris* Sacc. = *D. Amorphae* (Wallr) Sacc. = *D. Broussonetiae* Sacc. = *D. Caraganae* Schnabl. = *D. fissa* Dur. et Mont. = *D. heteromorpha* West. = *D. ilicicola* Desm. = *D. rudis* Desm. et Kickx = *D. salicina* Lév.

24. — *Metad. ilicicola* (Desm.) nov. comb. *f. Lilacis* West. = *D. anthophila* Sacc. = *Botryod. anthophyla* (Sacc.) Petr. = *D. circinans* B. et Br. *v. diffusa* Farlow et Seymour = *D. Gleditschiae* Pass. = *D. Gleditschiae* Pass. *v. leguminum* = *D. Ischaemi* Pass. = *D. licalis* West. = *D. lilacis* West. = *D. lilacina* Cast. = *D. mitylospora* Da Cam. = *D. oblonga* Har. et Br. = *D. Padi* Brun. = *D. Syringae* Auersw.

25. — *Metad. subsolitaria* (Schw.) nov. comb. = *D. aegyptiaca* F. Tassi *v. incrustans* F. Tassi = *D. Ananassae* Sacc. = *Botryod. Ananassae* () Petr. = *D. antiqua* Passer. = *D. arundinacea* Dur. et Mont. = *D. Bauhiniae* Died. = *D. camelliaecola* Brun. = *D. cercidis* Ell. et Ev. = *D. Characiae* Cast. = *D. citrina* Died. = *D. clematidis* Sacc. = *D. Corchori* Syd. = *D. Dalbergiae* Died. = *D. diacanthina* Sacc. = *D. Euphorbiae* Brun. = *D. Exochordae* P. Henn. = *D. Forsythiae* Hollos *v. fortunei* = *D. Frangulae f. cathartica* Sacc. = *D. gallae* (Schw.) Cke = *D. Gmeliae* P. Henn. = *D. horticola* Frag. *f. Alni* Frag. = *D. hort. f. Carpini* Frag. = *D. hort. f. Colutae* Frag. = *D. hort. f. Evonymi* Frag. = *D. hort. f. Exochordiae* Frag. = *D. hort. Fraxini* Frag. = *D. hort. f. negundinis* Frag. = *D. hort. f. Periplocae* Frag. = *D. hort. f. Piri elaeagnifoliae* Frag. = *D. hort. f. Poinciana* Frag. = *D. hort. f. Pterocaryae* Frag. = *D. hort. f. Typica* Frag. = *D. hort. f. viburni* Frag. = *D. hoveniae* Petr. = *D. hypericina* Sacc. = *D. Lauro-cerasi* West. = *D. mori* Berk. = *D. Mori* Fr. = *D. Mori* Cast. = *D. Mori* Sacc. = *D. Osyridis* (Cast.) Harkn. et Briard. = *D. Osyris* (Cast. et Briard.) = *D. Passiflorae* Penz. et Sacc. = *D. ramulicola* Desm. *f. corticola* = *D. ramulicola* Sacc. = *D. Rhodotypi* Hollos = *D. sansevieriae* Syd. = *Spiraeae* Passer. = *D. subsolitaria* (Schw.) Curr. = *D. tecta* B. et Br. = *D. tecta f. ramulicola* Sacc. = *D. thevetiae* F. Tassi = *D. triacanthina* Mont. = *D. Ulicis* Sacc. et Penz. = *D. viburnicola* Brun. = *D. viburnicola v. Viburni-rugosi* Frag.

26. — *Metad. subsolitaria* (Desm.) nov. comb. *f. viticola* Desm. = *D. viticola* Desm. = *D. vitis* Desm.

27. — *Metad. piriformis* (Preuss.) nov. comb. = *D. Cassinopsidis* Kalch. et Cke = *D. Ligustri* West. *f. Ovalifolii* Brun.= *D. monsterae* Verwoert et Dippenaar = *D. myxosporioides* Sacc. = *D. Oxylobii* P. Henn. = *D. pellica* Ces. = *D. Photiniae* Speg. = *D. piriformis* (Preuss.) Sacc. = *D. smilacina* Berk. = *D. stenocarpi* F. Tassi = *D. subglobata* (Preuss.) Sacc. = *D. Uvariae* Frag.

28. — *Metad.Ilicis* (Fr.) nov. comb. = *D. acicola* Sacc. *v. Araucariae* Penz. = *D. aquifolia* West. = *D. Araucariae* Penz. = *D. caricina* D. Sacc. = *D. Celtidis* Roum. = *D. Cerei-triangularis* Speg. = *D. Dulcamarae* Fuck. = *D. epicocos* Cke = *D. epicocos* Cke *v. minuscula* Sacc. = *D. herbarum* (Corda) Lév. *f. Rumicis* Fautr. = *D. Ilicis* Fr. = *D. Koelreuteriae* Sacc. = *D. Laurina* Roum. = *D. Mahoniae* Sacc. = *D. Myginidae* Winter. = *D. Phyllarthri* F. Tassi = *D. populina* Fuck. = *D. Ribis* Sacc. *f. Alpina* = *D. Ribis* Sacc. *f. Ribis sanguinei* Br. = *D. Roumegueri* Sacc. = *D. Scheidweileri* (West.) Sacc. = *D. Sorbi* Sacc. = *Botryod. Sorbi* (Sacc.) Syd.

29. — *Metad. Ilicis* (Fr.) nov. comb. *f. Barringtoniae* Tassi = *D. Barringt.* F. Tassi.

30. — *Metad. ramulicola* (Desm.) nov. comb. = *D. acicola* Sacc. = *D. ampelina* Cke = *D. Ampelopsidis* Allesch. = *D. Ampelopsidis* Brun. = *D. Aparines* Briard. = *D. arbuticola* (Fr.) Berk. = *D. acerina* Sacc. = *D. Aristolochiae* Bresad. et Krieg = *D. Briardi* Sacc. = *D. Cajani* Raychaudhuri = *D. Corchori* Desm. = *D. Corchori* Hook. = *D. Coronillae* Brun. = *D. Coronillae-Junceae* Cat. = *D. Cruris-galli* Brun. = *D. ditior* Sacc. et Roum. = *D. ditior* Sacc. et Roum. *f. Platani orientalis* = *D. Embryopteridis* Cke = *D. Evonymi* West. = *D. Evonymi* Fuck. = *D. Griffoni* Sacc. et Trav. = *D. Hamamelidis* Fairm. = *D. Maura* C. et Ell. = *D. Maura* C. et Ell.

v. Americana Ell. = *D. Platani* Sacc. = *D. radicina* C. et Ell. = *D. ramulicola* Desm. = *D. Ribis* Sacc. *f. Ribis-aurei* Br. = *D. Ribis* Sacc. *f. Ribis malvacei* Brun. = *D. Sarothamni* Cke et Harkn. = *D. suberina* Dur. et Mont. = *D. Tini v. ramulicola* Sacc. = *D. ureniana* Sacc. = *D. vineae* Pass. et Beltr.

31. — *Metad. ramulicola* (Desm.) nov. comb. *f. multijugae* Henn. = *D. multij.* P. Henn.

32. — *Metad. ramulicola* (Desm.) nov. comb. *Eucalypti* Cke et Harkn. = *D. Alaterni* Grognon = *D. clandestina* Dur. et Mont. = *D. durionis* Sacc. et Syd. = *D. Eucalypti* Cke et Harkn.

33. — *Metad. Alni* (Fuck.) nov. comb. = *D. Alni* Fuck. = *D. Hyssopi* Sacc. et Fautr. = *D. laurina* Sacc. = *D. Ligustri* West. = *D. Lonicerae* Fuck. = *D. Lonicerae* Cast. = *D. melaena v. Lauri* Roum. = *D. Veronicae* Fautr.

34. — *Metad. Alni* (Fuck) nov. comb. *f. millegrena* Cke et Harkn. = *Diplodiella millegrana* (Cke et Harkn.) Sacc.

35. — *Metad. Aucubae* (West.) nov. comb. = *D. Aucubae* West. = *D. Aucubae* West. *v. foliorum* Fautr. = *D. Aucubae* West. *v. ramorum* Fautr. = *D. Aucubae* Sacc. = *D. aucubicola* Sacc. = *D. Colletiae* Speg. = *D. thyoidea* C. et Ell.

36. — *Metad. diatrype* (Lév.) nov. comb. = *D. Artocarpi* Sacc. = *D. diatrype* Lév. = *D. Foucaudi* Brun. = *D. hibiscina* C. et Ell. = *D. macrostoma* Lév. = *D. Menispermi* Ell. et Barth. = *D. Oleandri* Speg. = *D. Photiniae* Brun. = *D. photinicola* Brun. = *D. Rhamni* Petr. = *D. sarmentorum* Fries = *D. Sterculiae* Wint. = *D.Synedrellae* Sacc.

37. — *Metad. macrosperma* (Desm.) nov. comb. = *D. Andamensis* Cke = *D. artocarpina* Sacc. = *D. Begoniae* (B.P). = *D. Caricae* Sacc. = *Botryod. Caricae* (Sacc.) Petr. = *D. Ditior* Sacc. et Roum. *v. petiolarum* Brun. = *D. Edgworthiae* Sacc. = *D. elaeophila* Sacc. = *D. Jasmini* West. = *D. Jasmini* West. *v. Ligustri* = *D. Juglandis v. fructicola* Brun. = *D. Ochromae* Pat. = *D. Rhamni Alaterni* Grognot.

38. — *Metad. Passifloricola* (Henn.) nov. comb. = *D. Passifloric.* Henn.

39. — *Metad. Visci* (D. C.) nov. comb. = *D. Micheliae* P. Henn. = *D. Ochrosiae* Mass. = *D. Thyoidea* C. et Ell. *f. Juniperi* Fautr. = *D. Visci* (C. D.) Fr.

40. — *Metad. libera* (Schulz. et Sacc.) nov. comb. = *Diplodiella Actinonema* (Schulz.) Sacc. et Trav. = *D. bulbicola* P. Henn. = *D. Ceratoniae* F. Tassi = *D. Cydoniae* Sacc. *v. libera* Schulz. et Sacc. = *D. libera* Schulz. et Sacc. = *D. Pithecolobii* Died. = *D. Togashiana* Syd. = *D. Withaniae* Ahmad.

41. — *Metad. libera* (Schulz. et Sacc.) nov. comb. *f. Benzoina* Sacc. = *D. Benzoin.* Sacc.

42. — *Metad. libera* (Schulz. et Sacc.) nov. comb. *f. veronensis* Sacc. = *D. Juglandis* Fr. *v. veronensis* (Massal.) Sacc. = *D. veronensis* Sacc.

43. — *Metad. Agrostidis* (Sacc.) nov. comb. = *D. Agrostidis* Sacc.

44. — *Metad. Agrostidis* (Sacc.) nov. comb. *f. Ricini* Sacc. et Roum. = *D. Ricini* Sacc. et Roum.

45. — *Metad. radicicola* (F. Tassi) nov. comb. = *D. Cathartocarpi* B. et Br. = *D. radicicola* F. Tassi.

46. — *Metad. kansensis* (Ell. et Ev.) nov. comb. = *D. Cocculi* Sacc. = *D. Coicis* Sacc. = *D. kansensis* Ell. et Ev. = *D. Landolphiae* P. Henn. = *D. recifensis* Batista = *D. Sipolisiae* P. Henn.

47. — *Metad. Phoradendri* (Cke) nov. comb. = *D. calecutiana* F. Tassi = *D. Phoradendri* Cke = *D. Trevoae* Speg.

48. — *Metad. Phoradendri* (Cke) nov. comb. *f. Pseudosphaeropsis* R. Maire-=-*Diplodiella pseudosphaeropsis* R. Maire.

49. — *Metad. Phoradendri* (Cke) nov. comb. *f. major* Brun. = *D. cerasorum* Fuck. *v. major* Brun.

50. — *Metad. Thujae* (West.) nov. comb. = *D. Althaeae* Speg. = *D. Elaeagni* Passer. = *D. Elaeagni* Pass. *v. ramulicola* = *D. frangulae f. lycioides* J. Urries = *D. Ostryae* Syd. = *D. Punicae* Brun. = *D. Sydowiana* Allesch. = *D. quercella* Penz. et Sacc. = *Diplodiella quercella* Sacc. et Penz. = *Botryod. quercella* Cke = *D. Thujae* Sacc. = *D. Thujae* West. = *D. Thujae* Ott. = *D. thujana* Peck. et Clin. = *D. thujana f. Thujae orientalis* Sacc. = *D. Tiliae* Fuck. = *D. Wistariae* Brun.

51. — *Metad. Nuttalliae* (Dearn.) nov. comb. = *D. Nuttalliae* Dearn.

52. — *Metad. Nuttalliae* (Dearn.) nov. comb. *f. elaeagnella* Tassi = *D. elaeagn.* Tassi.

53. — *Metad. curta* (Sacc.) nov. comb. = *Botryod. curta* Sacc. = *D. millecapsa* Cke.

54. — *Metad. Coryphae* (Cke) nov. comb. = *D. catechu* Syd. et Butl. = *D. cocoina* Syd. = *D. Coryphae* Cke = *D. phyllophila* Lév. = *D. phyllostictae* Cke = *D. polygonicola* Peck. = *D. Simmonsii* Rostr. = *D. tamarindica* Sacc. = *Botryod. tamarindica* (Sacc.) Petr.

55. — *Metad. canthiifolia* (Cke et Mass.) nov. comb. = *D. Beckii* Bäuml. = *Microd. Beckii* (Bäuml.) Allesch. = *Microd. callitrina* Sacc. = *D. canthiifolia* Cke et Mass. = *Microd. nigrificans* Sacc. = *Microd. Oleaginea* Sacc. = *Microd. vitigena* Bubak.

56. — *Metad. canthiifolia* (Cke et Mass.) nov. comb. *f. intermedia* Sacc. = *Microd. intermedia* Sacc. = *Microd. Pituranthi* Trotter.
57. — *Metad. veratri* (Earle) nov. comb. = *D. veratri* Earle.
58. — *Metad. Rosae* (B. et C.) nov. comb. = *D. thalictricola* Syd. = *D. Rosae* B. et C.
59. — *Metad. sambucicola* (Fautr.) nov. comb. = *D. sambucicola* Fautr. = *Microd. sambucicola* (Fautr.) Allesch.
60. — *Metad. lecanidion* (Petr. et Syd.) nov. comb. = *Botryod. lecan.* (Speg.) Petr. et Syd.
61. — *Metad. lophiostomoides* (Ell. et Barth.) nov. comb. = *D. lophiost.* Ell. et Barth.

O. — SCHIZODIPLODIA.

1. — *Schizod. herbarum* (Corda) nov. comb. = *D. baccharidicola* Viégas = *D. caerulescens* Passer. = *D. Calycanthi* (Schw.) Speg. = *D. Camphorae* Tassi = *D. Chrysanthemi* Tassi = *D. Hellebori* Brun. = *D. herbarum* (Corda) Lév. = *D. herb. v. compressa* Mont. = *D. herb. et Conyzae* Brun. = *D. herb. v. Dianthi* Sacc. = *D. herb. v. Lactucae* Rabenh. = *D. herb. v. Menthae* Sacc. = *D. herb. v. prassiicola* Tassi = *D. herb. v. Trifolii?* = *D. medicaginis* Brun. = *D. Menthae* Sacc. = *D. Paulowniae* Cke = *D. sedicola* Cke et Harkn. = *D. Yuccae* West. *f. asterostomoides* Roum.
2. — *Schizod. Epilobii* (Brun.) nov. comb. = *D. Epilobii* Brun. = *D. herbarum v. Marrubii* Brun.
3. — *Schizod. Aeluropodis* (Trav. et Migl.) nov. comb. = *Didymosporiella Aeluropodis* Trav. et Migl.
4. — *Schizod. Centaurae* (Frag.) nov. comb. = *D. herbarum f. centaurae* Frag.
5. — *Schizod. Leptodactyli* (Earle) nov. comb. = *D. Leptodactyli* Earle.
6. — *Schizod. leptospora* (Sacc.) nov. comb. = *D. leptospora* Sacc.
7. — *Schizod. resurgens* (Cke et Harkn.) nov. comb. = *D. resurg.* Cke et Harkn.
8. — *Schizod. Catalpae* (Frag.) nov. comb. = *Microd. Catalpae* Frag.
9. — *Schizod. australis* (Passer.) nov. comb. = *D. australis* Passer.

P. — MICROBOTRYODIPLODIA.

1. — *Microb. minor* (Berl. et Bress.) nov. comb. = *Botryod. minor* Berl. et Bress. = *Botryod. Rubi* Syd.
2. — *Microb. Myopori* Da Camara.
3. — *Microb. atra* (Berl. et Bress.) Da Cam. = *Botryod. atra* Berl. et Bress. = *Microdipl. conigena* Allesch. = *Microd. Haploppapi* Allesch. = *Microd. mafilensis* Speg. = *Botryod. Mirbeckii* Pat.
4. — *Microb. cyanostroma* (B. et Cke) Da Cam. = *Botryod. Crataegi* Vestergr. = *D. cyanostroma* B. et C. = *Botryod. cyanostroma* (B. et C.) Sacc. = *Botryod. microsporella* Frag. = *D. nigrita* Berk. et Curt.
5. — *Microb. subtectoides* (Peck.) nov. comb. = *Microd. Larreae* Speg. = *D. Linariae* Frag. = *D. subtectoides* Peck.

Q. — BOTRYODIPLODIA.

1. — *Botryod. juglandicola* (Schw.) Sacc. = *D. acerina* (Rhem.) Cke = *Botryod. acerina* Ell. et Ev. = *Botryod. anceps* Sacc. et Syd. = *Botryod. aromatica* Speg. = *D. Indica* Died. = *D. juglandicola.* (Schw.) Curr. = *D. Malorum* Fuck. = *Botryod. Malorum* (Berk.) Petr. et Syd. = *Botryod. memorabilis* (Mars.) Petr. = *Botryod. pallida* Ell. et Ev. = *D. Piri* Ell. et Mont.
2. — *Botryod. Meliae* (Ell. et Ev.) Sacc. = *Botryod. avellanaria* Sacc. = *Botryod. Diospyri* P. Henn. = *Botryod. Eucleae* P. Henn. = *D. hypodermia* (Sacc.) Wr. = *Botryod. hypodermia* (Sacc.) Petr. = *D. Langloisii* Sacc. et Syd. = *D. Meliae* Ell. et Ev. = *D. Meliae* Fr. = *Botryod. Saccardiniana* Baüml.
3. — *Botryod. valsoides* (Peck.) sensu nobis = *Botryod. valsoides* (Peck.) Sacc. = *D. valsoides* Peck.
4. — *Botryod. digitata Maublanc.*
5. — *Botryod. Amelanchieris* Ell. et Fairm. = *D. Pedilanthi* Syd.
6. — *Botryod. varians* Ell. et Langl. = *Botryod. betulina* Ell. et Dearn. = *Botryod. Gossypii* Ell. et Barth. = *D. gossypina* Cke. = *Botryod. Meliae* Tassi = *Botryod. Sydowiana* Scalia.
7. — *Botryod. compressa* (Cke) Sacc. = *D. compressa* Cke = *Botryod. Dilleniae* P. Henn. = *D. liquidembaris* Berk. = *Botryod. Pistaciae* Cristinzio = *D. populina* Briard.
8. — *Botryod. sphaerioides* (Fr.) Sacc. *sensu nobis* = *Botryod. calamina* Sacc. = *D. carpophila* Thüm. = *D. Celastri* Cke = *Botryod. Celastri* ( ) Sacc. = *Botryod. clusiae* Petr. = *D. confluens* B. et Br = *Botryod. confluens* ( ) Sacc. = *Macrod. cornicola* Petr. = *D. Frangulae* Fuck. = *Botryod Frangulae* ( ) Sacc. = *D. Fraxini* Fr. = *Botryod. Fraxini* ( ) Sacc. *f. Orni* = *Botryod. Fraxini* ( ) Sacc. *f. Populi* = *Botryod. Fraxini* ( ) Sacc. *f. Syringae* = *Botryod. Fraxini* ( ) Sacc. *f. typici* =

Botryod. Fraxini holotrichae Savul. et Sandu = *D. Loranthi* Bress. = *Botryod. Rhois* Sacc. et Petr. = *D. Sophorae* Speg. et Sacc. = *Botryod. Sophorae Japonicae* Savul. et Sandu = *D. Sycina* Mont. = *D. Sycina* Mont. *v. carpophila* Thüm. = *D. Sycina* Mont. *v. syconophila* Sacc. = *D. syconophila* Sacc.

9. — *Botryod. ostiolata* Ell. et Ev.

10. — *Botryod. congesta* (Lév.) Sacc. = *Botryod. aesculina* Passer. = *Botryod. Ailanthi* (Cke) Sacc. = *D. Ailanthi* Cke = *D. Akebiae* Boudier = *Botryod. Akebiae* Boudier = *D. arengocarpa* Sacc. = *Botryod. arengocarpa* ( ) Petr. = *Botryod. Chamaedorae* P. Henn. = *D. congesta* Lév. = *D. consimilis* Dur. et Mont. = *Botryod. evonymella* (Trav. et Migl.) Petr. = *Botryod. Forsythiae* Jaap = *Botryod. Forsythiae* ( ) Da Cam. — *Botryod. pyrenophora* (Berk.) Sacc. = *Botryod. pyrenophora f. sterilis* et Minor Wint. = *Botryod. pyrenophora* (Berk.) Sacc. *f. Photiniae* = *Botryod. quercicola* Pat. = *D. scabrosa* West. = *Botryod. scabrosa* ( ) Sacc. = *Botryod. Yaquensis* Bert. et Cif.

11. — *Botryod. caespitosa* (B. et Br.) Grove = *Botryod. acacigena* Penz. et Sacc. = *D. caespitosa* B. et Br. = *D. Crataegi* Fuck. = *Botryod. Hederae* Jaap. = *D. rubicola* Sacc.

12. — *Botryod. Ravenelii* Sacc. = *Botryod. Malorum f. mespili* Grove = *Botryod. Pandani* (Lév.) Petr. et Sacc. = *Botryod. Sorghi* P. Henn. = *Botryod. valdiviana* Speg.

13. — *Botryod. Revenelii* Sacc. *f. Spathodeae* Petr. = *Botryod. Spathodeae* Petr. = *Botryod. Thespesiae* Petr. et Cif.

14. — *Botryod. Ribis* (Fuck.) Petr. = *Botryod. Ailanthi f. simplex* Grove = *Botryod. Araucariae* (Delacr.) Petr. et Syd. = *Botryod. austriaca* Petr. = *Botryod. Lithreae* Speg. = *D. Paliuri* Beck. = *D. vincaecola* Brun.

15. — *Botryod. Ribis* (Fuck.) Petr. *f. majuscula* Sacc. = *Botryod. majuscula* Sacc.

16. — *Botryod. compacta* (C. et Ger.) Sacc. = *Botryod. carpinea* Sacc. et Briard. = *D. compacta* C. et Ger. = *Botryod. Musangae* P. Henn. = *D. Roumegueri* Sacc. *v. santonensis* Brun.

17. — *Botryod. compacta* (C. et Ger.) Sacc. *f. hranicensis* Petr. = *Botryod. hranicensis* Petr.

18. — *Botryod. Cerasi* Jaap.

19. — *Botryod. longipes* Penz. et Sacc.

20. — *Botryod. Peperomiae* Petr. et Cif.

21. — *Botryod. mixta* (Schw.) nov. comb. = *D. Frangulae f. heterospora* Fautr. = *D. mixta* Schw.

22. — *Botryod. variispora* (Died.) nov. comb. = *D. variispora* Died.

23. — *Botryod. heterospora* (Syd.) nov. comb. = *D. heterospora* Syd.

24. — *Botryod. heterospora* (Syd.) nov. comb. *f. Toxicodendri* Dearn. = *Botryod. compressa* (Cke) Sacc. *f. Toxicodendri* Dearn.

R. — PARADIPLODIELLA.

1. — *Parad. aurantiorum* (Speg) nov. comb. = *Paradiplodia aurantiorum* Speg. = *Pseudodiplodia aurantiorum* Speg. = *Pseudodiplodiella aurant.* ( ) Bender.

2. — *Parad. acinosa* (Fr.) nov. comb. = *D. acinosa* Tulasne = *Botryod. acinosa* (Fr.) Cke.

3. — *Parad. Pritzeliana* (P. Henn.) nov. comb. = *Botryod. Pritzeliana* P. Henn.

4. — *Parad. Forsythiae* (Oud.) nov. comb. = *Botryod. Forsythiae* Oud.

5. — *Parad. macrosperma* nov. comb. = *D. macrosperma* Desm.

6. — *Parad. Arecae* (Massee) nov. comb. = *D. Arecae* Massee.

7. — *Parad. microspora* (Sacc.) nov. comb. = *Diplodiopsis microspora* Sacc.

S. — SYNDIPLODIA.

1. — *Synd. microsporella* (Frag.) Peyronel.

2. — *Synd. Coryli* Peyronel.

3. — *Synd. hypoxyloidea* (Cke) nov. comb. = *Botryod. Gleditschiae* Berl. = *Botryod. hypoxyloidea* (Cke) Sacc. = *D. hypoxyloid.* Cke = *Botryod. sycina* Sacc.

4. — *Synd. loculata* (Mont.) nov. comb. = *Botryod. aterrina* Scalia = *Botryod. gigantea* Berk. = *D. loculata* Mont. = *Botryod. loculata* (Mont.) Sacc. = *Botryod. Moringae* Sacc. = *Botryod. Nerii* Syd.

5. — *Synd. Robiniae* (Dearn. et Barth.) nov. comb. = *Diplodiopsis Robiniae* Dearn. et Barth.

T. — PLACODIPLODIA.

1. — *Placod. Copelandi* Bubak.

2. — *Placod. Chamaeropsis* (Delacr.) nov. comb. = *Botryod. atro-violacea* P. Henn. = *Botryod. Chamaeropis* Delacr. = *D. Chamaeropis* Cast.

3. — *Placod. insitiva* (Ranojevic) nov. comb. = *Botryod. insitiva* Ranojevic.
4. — *Placod. ficina* (Syd.) nov. comb. = *Botryod. ficina* Sydow.
5. — *Placod. Spiraeae* (Oud.) nov. comb. = *Botryod. Spiraeae* Oud.
6. — *Placod. tanariae* (Sacc.) nov. comb. = *Botryod. tanaria* Sacc.
7. — *Placod. Ingae* (Syd.) nov. comb. = *Botryod. Ingae* Syd.
8. — *Placod. Yuccae* (Speg) nov. comb. = *D. Yuccae* Speg.
9. — *Placod. saginata* (Petr.) nov. comb. *Botryod. saginata* Petr.
10. — *Placod. Agropyri* (Speg.) nov. comb. = *Dothideodipl. Agropyri* Muraskinky = *Microd. Agropyri* Unam. = *Paradiplodia Agropyri* Speg.
11. — *Placod. Parinarii* nov. sp.

U. — GRANULOPIPLODIA.

1. — *Granulod. Pinea* (Desm.) nov. comb. = *D. conigena* Desm. *v. italica* = *D. Pinea* (Desm.) Kickx = *D. Pinea* ( ) Kickx *v. corticola* Peck. = *D. Pinea* ( ) Kickx *f. strabulicola* Sacc. = *Sphaeropsis Pinea* Desm. = *D. Sapinea* Fuck. *f. ramulicola* Sacc.
2. — *Granulod, Sapinea* (Fr.) Fuck. nov. comb. = *D. Sapinea* (Fr.) Fuck. = *D. Sapinea* (Fr.) Fuck. *f. abietis* = *D. Sapinea* (Fr.) Fuck. *f. Pinsapo* Brun.
3. — *Granulod. granulosa* (A. Guyot) nov. comb. = *Microd. granulosa* A. Guyot.
4. — *Granulod. granulosella* nov. sp. = *D. granulosa* Lév. inedite.
5. — *Granulod. megalospora* (B. et C.) nov. comb. = *D. megalospora* B. et C.
6. — *Granulod. abnormis* (Trav. et Spessa) nov. comb. = *Lasiod. abnormis* Trav. et Spessa.
7. — *Granulod. Stangeriae* (M. Zimm.) nov. comb. = *D. Stangeriae* H. Zimm.
8. — *Granulod. adelinensis* (F. Stevens et M. Celino) nov. comb. = *D. adelinensis* Stev. et Celino.

V. — STRIODIPLODIA.

1. — *Striod. Agaves* (Niessl.) nov. comb. = *D. Agaves* Niessl. = *Microd. Agaves* (Niessl.) Tassi.
2. — *Striod. striata* (F. Tassi) nov. comb. = *D. striata* F. Tassi.
3. — *Striod. palmarum* (Cke) nov. comb. = *D. palmarum* (Cke) Wr. = (*Phoma palmarum* Sacc. = *Macrophoma palmarum* Berl. et Vogl.) = *Botryod. palmarum* (Cke) Petr. et Syd.

W. — PHAEOSTAGONOSPOROPSIS.

1. — *Phaeostag. Zeae* (Schw.) Woronichin = *D. macrospora* Earle = *D. maydicola* Speg. = *D. Maydis* (Berk.) Sacc. (= *Sphaeria Maydis* Berk.) = *D. Zeae* (Schw.) Lév. = (*Sphaeria striaeformis* v. g. Schw. = *Sphaeria Zeae* Schw. = *Hendersonia Zeae* (Curr.) Hazal. = *Dothiora Zeae*((Schw.) (Lév.) = *Macrodiplodia Zeae* (Schw.) P. et S. = *Stenocarpella Zeae* Syd.

X. — ESPÈCES ABERRANTES.

1. — *Microdiplodia ascochytula* (Sacc.) Allesch. = *D. ascoch.* Sacc.
2. — *Microdiplodia ribesia* Bubak.
3. — *Diplodia Betae* A. Potebnia.
4. — *Diplodia Thymeleae* Pat.
5. — *Botryodiplodia Pruni* Mc Alp.
6. — *Chaetodiplodia hirta* Sacc.
7. — *Botryodiplodia Mirbeckii* Pat.
8. — *Diplodia Philodendri* F. Tassi.

Y. — ESPÈCES DOUTEUSES.

Microd. Abutilonis Chochrjakow; *D. albozonata* v. *minuta* Durr. et Mont.; *Microd. bohemeriae* Chochrj.; *D. borealis* Lind.; *D. brunnea* (Bon.) Wr.; *D. Calamagrostidis* Petr.; *Microd. Cinnamomi* Eliss; *D. conigena* Desm. *f. Cupressi serpenvirensis; Macrod. connicola ? ; D. culmorum* Pat.; *D. Cupressi* Cast.; *D. dalbergioides ? ; D. Elaeagni* Brun.; *D. elaeina* Mont.; *Botryod. elbrusensis* Petr.; *D. equisetina* Moroczk; *D. eurhododendri* Howarth; *D. Farnetii* Cas.; *Microd. franconica* Petr.; *Microd. funkiae* Verplanke; *D. globulosa* Pass.; *Dothideod. lespederae* Ziling; *D. Lycopercici ? ; D. mamaeformis* Lév.; *Botryod. manilensis* (Sacc.) Petr. et Syd.; *Microd. microsporella* Tassi *f. Coronillae; Microd. microsporella f. smilacis* Frag.; *Macrod. nankinensis* Teng.; *Botryod.*

Ondicii (Henn.) Petr. et Syd.; *D. Oreae-Malis* Linder.; *D. Otthiana* Sacc. et Syd.; *D. oxyspora* Lév.; *Botryod. Penzigii* (Fr.) Petr. et Syd.; *D. pericarpi* B. et Br.; *D. phlogis* Fautr.; *Chaetoconis Polygoni* Clemens; *Botryod. quercella* Cke; *Microd. rikatliensis* Petr.; *D. Puerariae ?* ; *D. sarajevensis* Picbauer; *D. trilocularia* Fr.; *D. tubericola* (Ell. et Ev.) Tauben.; *D. tumorum* Ell. et Ev.; *D. Ulmi* Cast.; *D. uvariae* Berk.; *Microd. malacensis* (Sacc.) Tassi; *Botryod. conorum* Syd.

Z. — ESPÈCES APPARTENANT A D'AUTRES GROUPES.

1. — HYALOSPORAE

Diplodia insculpta Roum.; *Diplodia Oleae* De Not.

2. — HYALODIDYMAE

D. ascochytoides Sacc.; *D. deformis* Karst.; *D. Dianthi* Ces.; *Microd. Diervillae* Fairm.; *D. Galii* Niessl.; *D. graminea* Sacc.; *D. herbicola* B. et C.; *D. hyalospora* C. et Ell.; *D. Parmeliae* B. et C.; *D. periglandis* C. et H.; *Botryod. Pterophila* (Fautr.) Allesch.; *D. stenospora* B. et C.; *D. truncata* Lév.; *D. Pterophila* Fautr.; *Diblastospermella aequatorialis* Speg.; *Pseudodiplodia Lonicerae* v. Höhn.; *Ascochytella Lilloana* Petr.; *Ascochytella perpusilla* (Desm.) Petr.; *Ascochstella rudis* (Bubak) Petr. et Syd,; *Diplodia uredinicola* Desm. (*Darluca*); *Diplodia uredinicola* Desm. *f. Pistaciae.*

3. — HYALOPHRAGMIAE

Diplodia deflectans Karst.; *Pseudodiplodia Lonicerae* v. Höhn.

4. — PHAEOSPORAE

Diplodia Asterisci Pat.; *Microd. Asterisci* (Pat.); *D. auwata* Lév.; *D. Bexleyana ?* ; *D. Caryae* Cke et Ell.; *D. conigena* Desm. *f. Pini silvestri; Microd. desmodiicola* Frag.; *D. epidermidis* Fuck.; *Microd. Erinaceae ?* ; *Botryod. excipuloides ?* ; *D. fabaeformis* Pass. et Thüm.; *D. Hassani* Unam.; *D. hederaecola* De Not.; *D. hedericola* Speg.; *D. Hippophaes* Soll.; *D. Lecythea* Schw.; *D. Linariae* Rabenh.; *D. mamillaris* B. et E.; *D. microsporella* Sacc. *f. Eucalypti; D. Mori* Audem.; *D. Mori f. gregaria* Audem.; *D. Novae-Hollandiae* Speg.; *D. Parkinsoniae* Speg.; *D. pseudodiplodia f. voglinoi* Arnaud; *Botryod. Ribis* (Sacc.) Namysl.; *D. Saccardiniana* Speg.; *D. Sapii* Speg.; *D. Sapinea* Fuck. *f. lignicola* Roum.; *D. Solani* Passer.; *D. Spinulosae* P. Henn.; *D. Vincae* Sacc.

5. — PHAEOPHRAGMIAE

Macrodiplodiopsis Desmazieri (Mont.) Petr.; *Diplodia biparasitica* v. Höhn.; *Zernya clypeata* Petr.; *Hendersonina Sacchari* Bul.

6. — LEPTOSTROMATACEAE

Leprieurina Winteriana Arnaud; *Diplodia Spartii* Passer.

7. — ASCOMYCETES

Microdiplodia Betulina P. Henn.; *Diplodia Equiseti* Mont.; *Diplodia polymorpha* De Not.; *Diplodia Quercus* Fuck.; *Diplodia radicalis ?* ; *Diplodia Spartii* Passer.; *Diplodiopsis tarapotensis* P. Henn.

RÉSUMÉ

Les *Sphaeropsidales Phaeodidymae* sont des Champignons imparfaits à spores bicellulaires d'un brun foncé, formées dans des pycnides sombres. Plusieurs auteurs ont contribué à la description de plus de 1.500 espèces, classées dans une quarantaine de genres.

Ce groupe n'avait pas fait jusqu'ici l'objet d'une étude d'ensemble. Les descriptions étaient toujours basées sur les caractères morphologiques de l'échantillon récolté et sur l'hôte.

Ces Champignons, plutôt saprophytes, s'installent facilement sur différentes plantes à demi-desséchées et ils ont une grande possibilité d'adaptation à des facteurs nutritifs et physiologiques variés; ils présentent donc un grand polymorphisme de leurs organes.

La systématique des *Phaeodidymae* dépendant de la description souvent incomplète d'un échantillon et de l'hôte, a amené une grande confusion entre les genres et les espèces. L'examen de plus de deux mille échantillons d'herbier, et la mise en culture d'une cinquantaine de souches différentes de *Phaeodidymae* nous a permis d'étudier les représentants des divers genres, et de chercher les caractères stables des espèces qui peuvent être pris en considération pour établir les synonymies ou les distinctions entre les genres et les espèces décrites.

Après un court exposé du matériel étudié et des techniques utilisées, nous avons entrepris l'examen des différents caractères des *Phaeodidymae*.

1. — Étude morphologique : du mycélium jeune et âgé; des pycnides séparées, réunies par un stroma ou formées à l'intérieur; des formes intermédiaires. Leurs dispositions, formes, lieu d'apparition, couleur, paroi, ainsi que les zones de cette dernière et le tissu sporifère, leur ostiole ou fente, leurs poils et leur taille ont beaucoup attiré notre attention.

Les paraphyses, sporophores et spores, leur taille, forme, la membrane de ces dernières, leur cloison ont été étudiées. Les anomalies et les différences ont été examinées et la valeur systématique des caractères de ces organes a été démontrée. Nous avons particulièrement insisté sur les caractères qui n'ont pas jusqu'ici été mentionnés, ainsi que sur les caractères discutables ou critiques.

2. — Étude biologique. Nous avons accordé une grande importance au mode de formation et d'évolution des organes de ces Champignons sur les plantes, à l'extension du mycélium sur les feuilles, rameaux et fruits. Le stroma, son évolution, la durée de sa formation et sa longévité a été étudié. La naissance et l'évolution de pycnides libres ou formées dans un stroma, le mode de formation, l'évolution, la maturation, la libération et la germination des spores dans les différents cas ont été suivis pour les diverses espèces pendant une longue période.

La comparaison des caractères culturaux des souches des *Phaeodidymae* et des autres groupes nous ont permis de constater le degré de variabilité de leurs caractères et le comportement vis-à-vis des facteurs extérieurs et d'en tirer des conclusions en ce qui concerne la synonymie.

Parmi les problèmes biologiques que nous avons envisagés, nous avons mis en évidence l'importance des sucres pour le développement des *Phaeodidymae* et l'action mécanique des tissus végétaux pour la fructification.

Le saprophytisme et le pouvoir pathogène de quelques souches ont été étudiés en vue d'obtenir des moyens de lutte contre ces maladies. L'action fongicide et fongistatique de quelques substances chimiques a été envisagée.

3. — Génétique. Des cultures monospores nous ont permis de surveiller les caractères spécifiques ou propres à différentes souches d'une même espèce. Des variations ont été constatées, mais le matériel ne nous a pas permis de les suivre. La question de la forme parfaite nous a beaucoup occupé, divers auteurs ayant cru obtenir le cycle complet de quelques espèces. Des *Discomycètes* et des *Pyrénomycètes* comme *Tryblidiella* et *Thyridaria*, ont été utilisées dans des expériences en culture en vue de l'obtention du passage entre les formes sexuées et les formes végétatives. Les résultats ont été négatifs.

4. — Cytologique. Le contenu cytoplasmique de la cellule, son évolution ainsi que l'examen du noyau et des inclusions lipidiques nous ont permis de confirmer les données biologiques et d'établir les relations structurales entre quelques genres.

5. — Étude écologique. Nous avons identifié *Lasiod. Theobromae* (Pat.) Gr. et Maubl., sur une centaine de plantes différentes que cette espèce peut envahir. Ce fait nous a conduit à expérimenter avec d'autres souches sur d'autres plantes. Nous avons pu ainsi étudier la valeur de l'hôte et la polyphagie des *Sphaeropsidales-Phaeodidymae.* Leur préférence pour certaines familles et classes de plantes supérieures ainsi que leur répartition géographique sont esquissées.

Nous avons montré que les différences entre les genres, fondées sur la présence ou l'absence d'un stroma, d'un mucus, la surface glabre ou poilue de la paroi des pycnides, la formation superficielle ou sous-épidermique de ces dernières et les dimensions des spores, ont souvent une valeur discutable.

L'importance de la plupart de ces caractères est discutable. L'adaptation des Champignons de ce groupe sur différents milieux et hôtes produit toujours un changement considérable de ces caractères qui ne peuvent donc être pris en considération. C'est ainsi que l'apparition tardive d'un stroma réunissant les pycnides mûres, le cloisonnement médian tardif, la formation superficielle, sous-épidermique ou intramatricielle des pycnides sont des caractères non stables pour un genre. L'état de destruction de l'hôte, la nature du tissu envahi, exercent des modifications sur la formation des fructifications, le parenchyme des feuilles, l'écorce et le cambium étant toujours les tissus de choix pour l'établissement des fructifications. Les dimensions des spores ne peuvent pas déterminer les genres, ce caractère n'ayant qu'une valeur spécifique.

A ces caractères secondaires, nous avons substitué des caractères beaucoup plus importants et qui n'ont pas été jusqu'alors mis en évidence pour la distinction des genres :

1) La présence de paraphyses. Ce caractère a une valeur physiologique car il détermine les espèces qui s'adaptent le plus facilement à des hôtes très différents et qui détruisent dans un court délai les organes attaqués. Les paraphyses sont des organes de réserve des pro-

duits de décomposition, élaborés par le parasite et destinés à l'alimentation des spores. La présence de ramifications dans quelques espèces a permis leur distinction en un genre nouveau: *Heimiodiplodia.*

2) La présence des ornementations sporales comme les stries longitudinales, la surface granulée ou lisse des spores, n'ont pas été considérées jusqu'ici comme caractères morphologiques valables. Nous avons créé les genres *Striodiplodia, Strionemadiplodia* et *Granulodiplodia* pour grouper ces espèces à spores ornementées.

3) La présence du stroma a été beaucoup discutée et plusieurs auteurs continuent à croire que toutes les *Phaeodidymae* sont des Champignons stromatiques. C'est par de longues recherches que nous avons démontré la valeur du stroma. S'il est toujours présent chez certaines espèces et les caractérise, il fait parfaitement défaut chez d'autres genres. Sa valeur systématique dépend de son mode de formation. Le stroma qui se développe et donne naissance dans sa masse à des loges sporifères par différenciation d'un tissu pseudoparenchymateux détermine les genres vraiment stromatiques, tandis que le stroma qui se forme après les pycnides et arrive à les réunir, peut souvent manquer à la fructification et ne peut être pris en considération; ex. : le genre *Metadiplodia.*

4) Le caractère de la paroi pycnidiale différenciée ou non du stroma, ainsi que la séparation ou non des pycnides entre elles à l'état mûr permet la séparation des genres *Microbotryodiplodia, Botryodiplodia, Paradiplodia, Syndiplodia* et *Placodiplodia.*

5) La morphologie et l'anatomie de la paroi de la pycnide libre doit être également prise en considération, les espèces à paroi membraneuse (*Microdiplodia*) étant assez différentes de celles ayant une paroi charnue et parenchymateuse (*Diplodia*).

6) L'ensemble des caractères de *Diplodia Zeae* prouve enfin que cette espèce, malgré la forme des pycnides, est loin des autres *Phaeodidymae*, en raison des spores et du mycélium. Ce Champignon mérite bien le nom de *Phaeostagonosporopsis.*

A l'aide des caractères dont nous avons mis en évidence la valeur systématique, nous avons établi une classification des différents genres de Phaeodidymées, en tenant compte aussi de l'évolution des espèces. Huit genres nouveaux ont été créés (*Heimiodiplodia, Lasiodiplodiella, Synnemadiplodia, Strionemadiplodia, Schizodiplodia, Paradiplodiella, Granulodiplodia* et *Striodiplodia*), basés sur des caractères dont on n'avait pas tenu compte jusqu'ici : ornementations sporales, présence des paraphyses simples ou ramifiées, présence d'un stroma ne prenant pas part à la naissance des pycnides, mais les réunissant ultérieurement.

Quatorze genres ont été retenus dont sept en *sensu nobis* (*Nematodiplodia, Lasiodiplodia, Diplodiella, Diplodia, Chaetodiplodia, Syndiplodia, Metadiplodia*), deux *emendo* (*Microdiplodia, Botryodiplodia*) et six sans changement de leur diagnose (*Macrodiplodia, Pellionella, Rhynchodiplodia, Microbotryodiplodia, Placodiplodia* et *Phaeostagonosporopsis*).

Vingt genres sont tombés en synonymie parmi les genres décrits : *Botryodiplis, Botryosphaeris, Botryosphaerostroma, Chaetoconis, Chaetodiplis, Didymosporiella, Didymosporis, Dothideodiplodia, Holcomyces, Macrodiplis, Nothopatella, Paradiplodia, Phloeospora* Schulz., *Pseudodiplodia* Speg., *Pseudodiplodiella, Pseudopatella, Sporocadus, Steganopycnis, Stenocarpella, Traversoa.*

Huit genres ont été séparés et éloignés des *Phaeodidymae* dont : *Diblastospermella* est près des *Hyalodidymae, Ascochytella* et *Ascochytulina* sont près de *Hyalophragmiae, Macrodiplodiopsis,*

Hendersonina et *Zernya* sont près des *Phaeophragmiae*, *Leprieurina* est une *Leptostromataceae* et *Diplodiopsis* a comme type un *Ascomycete* du genre *Parodiella*.

Pour la distinction des espèces dans un groupe, les caractères principaux étaient l'hôte ou la partie envahie de l'hôte (racine, feuilles, écorce), la présence de gouttelettes dans les spores ainsi que les dimensions des spores mûres. Les deux premiers caractères n'ont pas de valeur systématique étant donné la vie saprophytique ou hémisaprophytique de ces Champignons qui peuvent très facilement s'installer et envahir non seulement tous les organes de leur hôte, mais un très grand nombre de plantes de familles voisines ou non. La présence des gouttelettes n'a pas de valeur systématique; ces globules noirs se formant fréquemment dans des spores vieilles, ils résultent de la concentration des substances élaborées par le cytoplasme. Les dimensions des spores ne peuvent pas résoudre la question de la synonymie entre les espèces d'un même genre, et c'est seulement par l'ensemble des caractères physiologiques, génétiques, écologiques et après des investigations de longue haleine que nous avons retenu les espèces en mettant en synonymie celles dont les caractères ne sont pas différents. La description de 256 espèces de *Phaeodidymae* dont trois espèces nouvelles, 45 formes et 8 espèces aberrantes, ayant été déjà publiée dans le *Bulletin de la Société Mycologique de France* « Tome LXX, p. 219-350, 1954 », nous donnons ici seulement la liste avec leurs synonymes.

Nous avons établi les noms en tenant compte des règles internationales de la nomenclature botanique.

L'étude de quelques genres proches des Phaeodidymées comme *Sphaeropsis*, *Macrophomina*, *Phomopsis*, nous a permis de constater les liens de ceux-ci avec les *Sphaeropsidales*, de dégager les grandes lignes évolutives des *Phaeodidymae*.

LÉGENDES DES PLANCHES

PLANCHE 1

1. Morphologie du mycélium.

a — Hyphe jeune à cloisons rapprochées de *D. Evonymi* sur *Symphoricarpus*.
b — Hyphe âgée du même Champignon sur *Evonymus europaeus*.
c — Filament légèrement granulé de *Microd. Agave* Niessl.
d — Fragment d'hyphe à membrane uniformément épaissie, colorée et lisse de *D. Fraxini*.
e — Filament âgé présentant des cellules à protoplasme condensé et des cellules plasmolysées de *Lasiod. Theobromae*.
f — Formations âgées du mycélium intramatriciel à grandes cellules et présentant parfois des pseudochlamydospores de *D. natalensis*.
g — Filament aérien de *D. Frumenti* à cloisons espacées (en culture).
h — Perforations dans les cloisons des hyphes.
i — Ramification et progression des hyphes intramatricielles (aspect général).
k — Anastomoses entre filaments chez *D. ramulicola*.
l — Ramifications à 30° chez *D. Fraxini*, *D. natalensis*, etc.
m — Formations moniliformes chez *Microd. Psoraleae*, M. *Mori*, *M. Platani*, etc.
n — Cellules très âgées, déformées, appartenant au mycélium intramatriciel de divers *Botryodiplodia*.

2. Morphologie du mycélium.

a — Hyphes aériennes de *D. natalensis*.
b — Filaments intramatriciels du même Champignon inoculé dans le zeste des agrumes.
c — Agglomérations des hyphes au point de destruction de la membrane du fruit attaqué.
d — Hyphes articulées de *D. Frumenti* croissant sur milieu de maltea à 2 %.
e — Mycélium intramatriciel de *D. Fraxini* sur l'écorce de l'hôte.
f — Hyphes âgées, articulées, intramatricielles, de *D. tamaricina*.

PLANCHE 2

1. La Pycnide.

a — Aspect d'une fructification isolée poussant sur son hôte naturel.
b — Zone externe de la paroi de la pycnide près de l'ostiole, formée de deux assises de cellules colorées.
c — Zone externe de la partie basale de la paroi de la pycnide, formée d'une seule assise de cellules colorées.
d — Zone interne de la paroi de la pycnide formée de cellules incolores.
e — Tissu sporifère.
f — Sporophores.
g — Spores jeunes en voie de formation.
h — Spores encore unicellulaires détachées de leurs sporophores.
i — Spores mûres bicellulaires.
k — Hyphes intramatricielles assurant la nutrition de la pycnide.
l — Épiderme de l'hôte soulevé par pression mécanique des hyphes mycéliennes.
m — Pycnide érumpante sous l'épiderme mince de l'hôte.
n — Pycnide érumpante soulevant l'épiderme épais de l'écorce.

2. Forme des pycnides.

a — Sphérique, aplatie : *D. hedericola*, *D. heteroclita*, etc.
b — Allongée, déprimée : *D. diversa*, *D. albozonata*, etc.
c — A ostiole bien développée : *D. Tecomae*.
d — Allongée, ovoïde : *D. Farnesiana*.
e — Sphérique : *D. sparsa*, *D. Magnoliae*.
f — Sphérique, piriforme : *D. Buxi*.
g — A long col : *Pellionella tetonensis*.
h-i — Légèrement anguleuse : *D. Guineae*.
k — Hémisphérique : *D. Chionanthi*.
l — Globuleuse à ostiole très petite : *Microd. minuta*, *Micr. acervata*, etc.

m — Pycnides légèrement rapprochées : *Metad. acerina*, *Metad. circinans*, etc.
n — Pycnides rapprochées et séparables du genre *Metadiplodia*.
o-p — Pycnides appartenant aux champignons du genre *Pellionella*.
q — Pycnides appartenant aux champignons du genre *Rhynchodiplodia*.
r — Forme d'une pycnide isolée sous-épidermique, érumpante du genre *Diplodiella*.
t — Pycnides du genre *Chaetodiplodia*.
u — Pycnides du genre *Lasiodiplodia*.
y — Forme des pycnides groupées dans un stroma du genre *Botryodiplodia*.

PLANCHE 3

1. *Morphologie de la pycnide et de la membrane sporale.*

a — Ostiole d'une pycnide du genre *Diplodia*.
b — Coupe de la même pycnide (on peut distinguer l'extension des trois zones de la paroi : 1, zone externe, 2, zone interne, 3, tissu sporifère).
c — Ostiole d'une pycnide du genre *Microdiplodia*.
d — Ostiole d'une pycnide stromatique du genre *Botryodiplodia*.
e — Coupe de la même pycnide présentant l'extension des zones de la paroi.
f — Ostiole allongé, courbé.
g — Ostiole d'une pycnide du genre *Metadiplodia*.
h — Coupe de la même pycnide (dans la plupart des cas, seule la paroi externe intervient dans la formation de l'ostiole, la zone interne et le tissu sporifère se limitant tout autour de cette protubérance).
i — Col allongé du genre *Pellionella*.
k — Coupe du col (extension des zones de la paroi).
l — Coupe du col de *Lasiod. Theobromae* (les trois zones de la paroi existent jusqu'au pore du col).
m — Ostiole d'une pycnide du genre *Chaetodiplodia*.
n — Vue de l'ostiole par-dessus : à gauche, ostiole bien développé; à droite, ostiole peu développé.
o — Membrane sporale d'un brun légèrement foncé, d'une spore à cicatrice, non rétrécie au niveau de la cloison.
p — Membrane sporale d'un brun noir sans cicatrice, légèrement rétrécie au niveau de la cloison.
q — Membrane sporale d'un brun noir, d'une spore nettement rétrécie.
r — Membrane hyaline, d'une spore jeune détachée.
s — Détails de la membrane lisse : 1. exospore hyaline; 2. mésospore colorée; 3. endospore hyaline; 4. membrane cytoplasmique.
t — Ornementations diverses de la membrane.
t1 — Membrane à sillons rapprochés de *Microd. Agave*.
t2 — Membrane à sillons longitudinaux, éloignés de *D. Frumenti*.
t3 — Membrane à mésospore granuleuse du genre *Granulodiplodia*.
u — Détails du point d'attachement de la spore sur le sporophore, montrant la cicatrice et l'épaississement, en forme d'anneau, avant et après le détachement.
v — Détails de la coloration de la mésospore au niveau de la cloison.

2. *Morphologie de la pycnide.*

a — Zone externe de la partie supérieure de la paroi, formée d'une seule assise de cellules colorées.
b — Zone interne de la paroi, formée d'une assise de cellules hyalines.
c — Ostiole.
d — Pore.
e — Paroi de la partie latérale de la pycnide, formée de deux assises de cellules hyalines.
f — Hyphes intramatricielles assurant la nutrition de la pycnide.
g — Cellules polyédriques de la zone externe.
h — Zone externe de la paroi formée de 2-3 assises de cellules.
i — Zone interne de la paroi formée de 4-5 assises de cellules.
k — Zone externe formée de 3-5 assises de cellules colorées.
l — Zone interne formée de 3-4 assises de cellules hyalines.

PLANCHE 4

1. *Pycnides pluriloculaires.*

a — Coupe d'une pycnide à tissu sporifère limité à la base de la pycnide mais formant un îlot net.
b — Coupe d'une pycnide, montrant un tissu sporifère très développé par place, formant plusieurs îlots, qui, parfois déterminent les lobes de la cavité pycnidiale.
c — Formations encore plus complexes : Aspect de la surface interne d'une cavité pycnidiale, très irrégulièrement divisée par l'extension du tissu sporifère.
d — Coupe d'une pycnide, à tissu sporifère revêtant toute la paroi interne et formant un pseudoparenchyme basal.

e — Pseudoparenchyme basal du tissu sporifère très évolué (fig. semi-schématiques).
f — Coupes des pycnides pluriloculaires montrant l'extension, d'une part, du tissu sporifère qui rend la cavité pycnidiale irrégulière, et, d'autre part, de la zone externe qui prend alors des formes et des dimensions très variables, symétrique ou non.

2. Morphologie de la pycnide.

a — Paroi de la pycnide formée de deux assises de cellules colorées et de trois assises de cellules hyalines.
b — Sporophores peu différenciés.
c — Hyphes sortant de la paroi.
d — Pycnide à paroi très mince.
e — Masse de spores mûres.
f — Pycnide sous-épidermique, allongée sous la pression des tissus de l'hôte.
g — Coupe de la même pycnide.
h — Zone externe de la paroi, formée de 5-8 assises de cellules très colorées; zone interne réduite à deux assises de cellules légèrement colorées.
i — Pycnides déformées par les vaisseaux.
k — Spores unicellulaires jeunes.
l — Spores mûres, bicellulaires.

PLANCHE 5

1. Origine de la pycnide.

a — Hyphes mycéliennes avec cloisonnement indiquant une première division cellulaire, en vue d'anastomoses répétées.
b — Ramifications répétées en vue de la formation des premières cellules isolées.
c — Stade plus avancé : formation de cellules entourant les hyphes groupées.
d — Ébauche d'une pycnide : amas de cellules et d'hyphes jeunes, hyalines ne présentant aucune différenciation.
e — Coupe d'un amas cellulaire, montrant déjà une différenciation de l'assise externe des cellules, colorées, entourant le tissu sporifère.
f — Pycnide très jeune dont le tissu n'a pas encore donné l'ostiole.

2. Points de jonction entre pycnides.

a — Pycnides ayant une partie de paroi commune.
b — Détail du point de jonction : la zone externe des parois ne se forme pas à l'endroit de la paroi commune, la zone interne seule est présente au point de jonction.
c — Pycnides rapprochées, à filaments communs, conservant néanmoins leurs parois propres.

Anomalies des pycnides.

d — Coupe d'une pycnide à deux ostioles.
e — Vue d'ensemble de la même pycnide.
f — Pycnide à ostiole très large.
g — Vue de face de la même pycnide.

PLANCHE 6

1. Cytologie. Système vacuolaire et lipidique.

Évolution du système lipidique dans les hyphes.

a — Filaments jeunes.
b — Hyphes peu âgées.
c — Hyphes âgées.
d — Évolution du système lipidique dans les cellules de la zone externe de la paroi de la pycnide.
e — Évolution des lipides dans les cellules vivantes de la paroi externe.

2. Pigmentation.

a — Excrétion de pigment formant des excroissances dans le mycélium en culture chez divers Phaeodidymae (*Micr. Agave*, *Lasiod. Theobromae*, *D. Fraxini*).
b — Spore jeune à un stade légèrement granuleux, en raison de l'excrétion du pigment.

PLANCHE 7

Tissu sporifère.

Coupe du tissu sporifère chez divers *Phaeodidymae.*
a — *D. Jasmini* West.
b — *D. ramueicola* Desm.

c — *D. tamaricina* Sacc.
d — *Botryod. carpinea* Sacc. et Briard.
e — *Botryod. Ribis.*

2. Sporophores.

a — Sporophores de *Diplodia Ceanothi* Moreau.
b — Sp. de *D. Calycanthi.*
c — Sp. de *D. Jasmini* West.
d — Sp. de *D. Juglandis* Fr.
e — Sp. de *D. Frangulae* Fkl.
f — Sp. de *D. Althaeae* Speg.
g — *Botryod. Fraxini* Sacc.
h — Sp. de *D. conigena* Desm.
i — Sp. de *Microd. minuta* Ell. et Tracy.
k — Sp. de *D. Lonicerae* Fkl.
l — Sp. de *Nemad.* sp.
m — Sp. de *D. Evonymi.*
n — Spores jeunes.
o — Spores mûres.
p — Sporophores longs.
q — Sporophores papilliformes.
r — Paraphyses.
s — Tissu sporifère.

PLANCHE 8

1. Stroma.

a — Paroi externe, formée de cellules polygonales.
b — Tissu sporifère.
c — Loges sporifères.
d — Fente intérieure à parois stériles.

2. Poils.

a — Naissance des poils à partir des cellules de la paroi de la pycnide.
b — Poils : fulcres simples, longs, servant parfois de lien entre les pycnides. Poils de *Chaetod. arachnoidea.*
c — Poils raides, lisses, à membrane épaisse de *Chaetod. clavulispora, Ch. hirta, Ch. Caesalpiniae.*
d — Poils raides, granuleux de *Chaetod. anceps.*
e — Poils longs, ramifiés, plutôt souples, formant un feutrage (*lasius*) de *Lasiod. Theobromae.*

PLANCHE 9

1. Naissance de paraphyses.

Naissance des spores et des paraphyses chez *Lasiod. Theobromae.*
a-e — Observation d'une culture au 4[e] jour du repiquage.
a — Tissu sporifère.
b — Naissance d'une spore.
c — Naissance d'une paraphyse.
d — Sporophore.
e — Spores jeunes.
f — Spores mûres avec leurs ornementations.
g — Germination des spores.

2. Formes des spores des Phaeodidymae.

a — Spore striée de *Lasiod. Theobromae.*
b — Spore sillonnée de *Microd. Agave.*
c — Portion de membrane de la spore ci-dessus.
d — Spore granuleuse de *D. megalospora*, rétrécie au niveau de la cloison médiane.
e — Spore granuleuse non rétrécie.
f — Spores granuleuses jeunes de *Granulod. granulosa.*
g — Spore granuleuse âgée de *Granulod. granulosa.*
h — Détail de la membrane d'une spore granuleuse.
i — Spore striée de D. *Frumenti.*
k — Spores non rétrécies, ovoïdes à oblongues de *D. maura, D. rhoina, D. Rosae*, etc.
l — Spores ellipsoïdes à piriformes de *D. subsolitaria, D. piriformis*, etc.
m — Spore cylindrique de *D. argentina.*

n — Spore cylindrique, oblongue de *D. ilicicola.*
o — Spore oblongue légèrement rétrécie de *D. Farnesiana.*
p — Spores ovoïdes à ellipsoïdes, rétrécies ou non de *D. pustulosa,* etc.
q — Spore allongée de *D. conigena* Desm.
r — Spore très allongée, sigmoïde ou fusoïde de *D. Zeae.*
s — Spores légèrement ou nettement rétrécies de *Microd. microsporella,* etc.
t — Spore à cellules inégales, rétrécies de *Botryod. heterospora.*
u — Spore à cellules inégales, non rétrécie de *D. variispora.*
v — Spore à cellules inégales de *Chaetod. clavulispora.*
y — Spore de *Macrod. Curreyi.*

PLANCHE 10

1. Germination des spores.

a — Tube germinatif non cloisonné.
b — Germination des spores âgées par une cellule.
c — Germination par les deux cellules de la spore.
d — Germination par plusieurs tubes germinatifs.
e — Germination des spores jeunes, hyalines.
f — Tube germinatif cloisonné.

2. Spores et réceptacles anormaux.

a — Spores très âgées, plasmolysées.
b — Spores déchirées et sèches.
c — Spore très large.
d — Spores anguleuses (à deux ou trois angles).
e — Spore à cellules éloignées.
f — Spore à une cellule anormale.
g — Spore à deux cellules anormales.
h — Spore à deux cloisons.
i-k — Spores à plusieurs gouttelettes ou à cristaux.
l — Pycnide à deux grands ostioles.
m — Pycnide non complète.
n — Pycnide très allongée à ostiole central.
o — Pycnide très allongée à ostiole apical.
p — Aspect d'une pycnide normale à paroi membraneuse du genre *Microdiplodia.*

PLANCHE 11

1. Cytologie.

a — Le système vacuolaire dans une hyphe jeune.
b — Système vacuolaire dans le tube germinatif.
c — Vacuoles dans les hyphes plus âgées.
d — Évolution des systèmes vacuolaire (avec les corpuscules métachromatiques), et lipidique dans la paroi pseudoparenchymateuse d'une pycnide du genre *Diplodia.*
e — Évolution des vacuoles et des lipides dans la paroi mince d'une pycnide du genre *Microdiplodia.*
f — Évolution des deux systèmes (vacuolaire et lipidique) dans le stroma sporifère.
d1, e1, f1 — Zone externe à cellules vides (pleines d'air).
d2, e2, f2 — Zone interne.
d3, e3, f3 — Tissu sporifère.
d4, e4 — Sporophores.

2. Cytologie.

Évolution du système vacuolaire et du système lipidique dans les paraphyses.

a — Paraphyse très jeune.
b — Paraphyses de *Lasiod. Theobromae.*
c — Vacuoles après coloration au rouge neutre.
d — Aspect de la spore jeune montrant les vacuoles, avec leurs corpuscules métachromatiques, les lipides et le chondriome (chondriocontes longs et mitochondries granuleuses).
e — Stade plus évolué de la spore montrant les vacuoles avec un corpuscule métachromatique assez grand, et les lipides tendant à confluer.
f — Paraphyses ramifiées des espèces du genre *Heimiodiplodia.*

PLANCHE 12

1. *Cytologie.*

Évolution des vacuoles et des lipides dans les sporophores et les jeunes spores.

a — *D. Agave.*
b — *D. natalensis.*
c — *D. Evonymi.*
d — *Lasiod. Theobromae.*
e — *Botryod. Fraxini.*
f — *D. Frumenti.*
g — *Botryod. longipes.*
h — *D. ramulicola.*
a-f, h — Vacuoles incolores, corpuscules métachromatiques colorés en noir, lipides sphériques.
g — Vacuoles colorées par le rouge neutre.

2. *Cytologie.* (Après fixation et coloration.)

a — Fragment de mycélium montrant les articles plurinucléés de *Lasiod. Theobromae.*
b — Jeune hyphe de *D. natalensis.*
c — Jeune hyphe de *D. Evonymi.*
d — Paraphyse de *Lasiod. Theobromae.*
e — Jeune spore de *D. natalensis* montrant le nombre des noyaux.
f — Jeune spore de *Microd. Agave* avec les noyaux (en noir) et les globules lipidiques.
g — Jeune spore de *Lasiod. theobromae* présentant les noyaux et les lipides.
h — Très jeune spore de *Lasiod. Theobromae* montrant les noyaux avec les chromosomes et le protoplasme encore très hydraté.
i — Spore du même champignon avec le protoplasme quiescent, homogène, les vacuoles nettement plus grands et les noyaux à la périphérie.

PLANCHE 13

1. *Chaetodiplodia Chaetomioides.*

a — Pycnides mûres superficielles.
b — Pycnide en voie de formation.
c — Poils souples, ramifiés (détail).
d — Spores mûres.

2. *(a-g) Chaetodiplodia caulicola. (h) Chaetod. Caesalpiniae.*

a — Pycnide mûre.
b — Pycnide âgée.
c — Paroi d'une pycnide plutôt jeune, présentant des poils encore souples.
d — Coupe d'une pycnide âgée.
e — Poils raides à membrane granuleuse, sortant de la paroi de la pycnide.
f — Partie basale de la paroi de la pycnide portant des hyphes intramatricielles.
g — Spores mûres.
h — Réceptacles de *Chaetod. Caesalpiniae.*

PLANCHE 14

1. *Lasiodiplodia Theobromae.*

a — Coupe d'une fructification montrant les hyphes enchevêtrées.
b — Pycnides entourées d'hyphes serrées.
c — Fragment de pycnide présentant la zone externe colorée, le tissu sporifère, les sporophores, les spores et les paraphyses.
d — Hyphes mycéliennes.
e — Jeune spore avec paraphyse.

2. *Diplodia natalensis.*

a — Deux pycnides érumpantes sur rameau de *Citrus.* (Selon les cas, les cellules de la paroi externe des pycnides jeunes sont plus ou moins visibles.)
b — Coupe de la paroi d'une pycnide et naissance des spores.
c — Jeunes spores hyalines, unicellulaires.
d — Spore mûre.
e — Spore germant.

PLANCHE 15

1. Fructifications stromatiques à pycnides séparables.

a — Vue d'ensemble des pycnides du genre *Botryodiplodia;* pycnides sortant de l'écorce : *Botryd. juglandicola.*
b — Coupe verticale d'une fructification de *Botryod. Meliae.*
c — Coupe verticale des pycnides de *Microbotryod. cyanostroma* Cam. (Aspect analogue des fructifications de *D. granulosa.*)
d — Stroma basal.

2. Aspect général des Diplodia lignicoles.

a — Écorce portant des pycnides érumpantes, isolées de *D. punctata.*
b — Petit rameau d'un Citrus attaqué par *D. heteroclita.*
c — *D. inquinans.*

PLANCHE 16

1. Aspect général des fructifications du genre Metadiplodia.

a — Coupe des pycnides groupées de *Metad. pustulosa.*
b — Vue d'ensemble d'une fructification de *Metad. acerina.*

2. Pycnides intramatricielles.

a — Pycnides de *D. oblonga* formées dans le bois de petits rameaux.
b — Paroi externe.
c — Tissu sporifère.
d — Spores mûres.

PLANCHE 17

1. Microdiplodia anonicola P. Henn.

a — Vue de l'ensemble des pycnides sur l'hôte.
b — Coupe d'une pycnide âgée.
c — Paroi de la pycnide.
d — Spores jeunes.
e — Spores mûres détachées.

2. Fructifications du genre Schizodiplodia.

a — Coupe d'une pycnide plurilobulaire de *Schizod. Centaurae.*
b — Pycnide de *Schizod. herbarum.*
c — Coupe d'une pycnide plurilobulaire anormale, s'ouvrant par des fentes.
d — Fentes irrégulières.

PLANCHE 18

1. Pycnides plurilobulaires.

a — Coupe d'une pycnide montrant l'extension des trois zones pariétales : la zone externe prend parfois part à cette division de la cavité pycnidale en loges mais elle est due surtout à la contribution de la zone externe.
b — La formation de plusieurs ostioles à la partie supérieure de la fructification indique la tendance vers une séparation complète des loges. La communication entre les loges n'est pas toujours assurée.
c — Coupe d'une fructification plus complexe : les trois tissus, propres à chaque loge, divisent complètement la pycnide initiale. Cette fructification rarement dépourvue de stroma, n'a pas alors une valeur systématique. Souvent, l'ostiole disparaît et la paroi se déchire.
d — Coupe d'une pycnide plurilobulaire, dont les parois intermédiaires des loges disparaissent à maturité; parfois, ces parois intermédiaires sont dépourvues du tissu sporifère.

2. Pycnide formée dans l'épaisseur de la feuille.

a — Feuille attaquée par une *Phaeodidymae,* montrant les taches nécrotiques causées par le parasite, et ses fructifications.
b — Pycnide formée dans la cavité sporifère d'une vieille pycnide.
c — Champignon du genre *Phoma* poussant à côté de la *Phaeodidymae.*
d — Hyphes intramatricielles parcourant le tissu lacuneux.
e — Nervure de la feuille non attaquée par les hyphes.
f — Tissu palissadique légèrement envahi par le Champignon.

PLANCHE 19

1. *Placodiplodia tanariae* (Sacc.) nov. comb.

a — Coupe verticale d'une fructification, présentant le stroma avec les loges sporifères et les spores à différents stades de maturation.
b — Vue d'ensemble des fructifications stromatiques sortant de l'écorce.

2. *Fructifications stromatiques à pycnides séparables.*

a — *Botryod. pyrenophora* Sacc. : Coupe verticale de pycnide à paroi épaisse.
b — *Botryod. digitata* Maubl. : Coupe verticale d'une fructification âgée.
c — *Botryod. sphaerioides* Sacc. : Coupe verticale d'une pycnide double.
d — *Paradiplodiella Forsythiae* (Oud.) nov. comb. : Coupe tangentielle d'une fructification.

PLANCHE 20

1. *Placodiplodia Parinarii* nov. sp.

a — Coupe verticale d'un stroma superficiel.
b — Détail montrant le tissu pseudoparenchymateux.
c — Loge sporifère.
d — Spores mûres.
e — Feuille attaquée, présentant les stroma à la surface supérieure.

2. *Placodiplodia Agropyri* (Speg.) nov. comb.

a — Coupe verticale d'une fructification jeune.
b — Coupe tangentielle de la même fructification.
c — Coupe verticale d'une fructification âgée.
d — Loges sporifères jeunes.
e — Vue d'ensemble des fructifications superficielles du genre *Placodiplodia*.

PLANCHE 21

Relations structurales et anatomiques entre les genres des *Phaeodidymae* et ceux des groupes voisins (aspect phylogénétique).

PLANCHE 22

Formes et dimensions des spores.

a1 — Heimiodiplodia paraphysata.
a2 — » zeylanica.
b1 — Nematodiplodia anomala.
b2 — » nematospora.
b3 — » paraphysaria.
b4 — » guaranitica.
b5 — » gongrogena.
c1 — Lasiodiplodiella Triflorae.
c2 — » Thomasiana.
c3 — » Ricini.
d1 — Synnemadiplodia nutans.
d2 — » Maranthae.
d3 — » morina.
d4 — » Fiorii.
e1 — Strionemadiplodia frumenti.
e2 — » cactorum.
f1 — Lasiodiplodia Theobromae.
g1 — Macrodiplodia Curreyi.
g2 — » Ulmi.
g3 — » Oncospermatis.
h1 — Diplodiella crustacea.
h2 — » Caryotae.
h3 — » oospora.
h4 — » apiospora.
h5 — » decorticata.
h6 — » lata.
h7 — » lignicola.
h8 — » anatolica.

PLANCHE 23

Formes des spores.

i 1 — Microdiplodia perpusila.
i 2 — » » f. Symphoricarpi.
i 3 — » constrictula.
i 4 — » » f. Linderae.
i 5 — » minor.
i 6 — » melaena.
i 7 — » » f. Carpini.
i 8 — » nobilis.
i 9 — » microspora.
i10 — » depazeoides.
i11 — » » f. Cordiae.
i12 — » paupercula.
i13 — » brachyspora.
i14 — » acervata.
i15 — » lichenicola.
i16 — » Koelreuteriae.
i17 — » Phyllodiorum.
i18 — » imperialis.
i19 — » » f. Oryzae.
i20 — » Tanaceti.
i21 — » » f. Oryzae.
i22 — » melaspora.
i23 — » clavispora.
i24 — » » f. Sterculiae.
i25 — » minuta.
i26 — » » f. Seminulum.
i27 — » » f. Secalis.
i28 — » Pappiana.
i29 — » fibricola.
i30 — » centrophina.
i31 — » maculata.
i32 — » Osmanthi.
i33 — » myriospora.
i34 — » » f. physalidis.
i35 — » Lecanorae.
i36 — » » f. ferrugineae.
i37 — » Caballeroi.
i38 — » Warburgiana.

j 1 — Diplodia Pterocarpi.
j 2 — » Trichini.
j 3 — » » f. navarrica.
j 4 — » microsporella.
j 5 — » » f. Pruni.
j 6 — » » f. hypoxyloïdes.
j 7 — » inconspicua.
j 8 — » » f. leguminis.
j 9 — » » f. sclerotiorum.
j10 — » » f. compressa.
j11 — » tenuis.
j12 — » Obiones.
j13 — » punctata.
j14 — » spurca.
j15 — » Ulmi.
j16 — » Cytisi.
j17 — » Rosmarini.
j18 — » Galactis.
j19 — » Vaccini.
j20 — » » f. Mühlenbeckiae.
j21 — » maculata.
j22 — » cylindrospora.
j23 — » mamillana.
j24 — » ailanthina.
j25 — » » f. anglicae.
j26 — » diversa.
j27 — » sparsa.
j28 — » » f. macropyrena.
j29 — » cincta.
j30 — » punctipetiola.
j31 — » Tecomae.
j32 — » longispora.
j33 — » conigena.
j34 — » Guineae.

k1 — Pellionella Cardonia.
k2 — » tetonensis.
k3 — » deformans.

m1 — Rhynchodiplodia Citri.

PLANCHE 24

Formes des spores.

l 1 — Chaetodiplodia caulina.
l 4 — » anceps.
l 5 — » » f. hirtella.
l 6 — » Caesalpiniae.
l 7 — » Lecardiniana,
l 8 — » Anthurii.
l 9 — » clavulispora.

n 1 — Metadiplodia Eucalypti.
n 2 — » pustulosa.
n 3 — » » f. Auerswaldii.
n 4 — » » f. celastrina.
n 5 — » » f. perceana.
n 6 — » » f. xanthoxyli.
n 7 — » Aurantii.
n 8 — » acerina.
n 9 — » » f. Phloeospora.
n10 — » melaena.
n11 — Metadiplodia Lantanae.
n12 — » Sambucina.
n13 — » Mutila.
n14 — » » f. Maclurae.
n15 — » Georginae.
n16 — » Spireae.
n17 — » » f. Lagenariae.
n18 — » Buxi.
n19 — » » f. Euterpes.
n20 — » tephrostoma.
n21 — » » f. viscicola.
n22 — » Emeri.
n23 — » ilicicola.
n24 — » ilic. f. lilacis.
n25 — » subsolitaria.
n26 — » » f. viticola.
n27 — » piriformis.

n28 — Metadiplodia Ilicis.
n29 — » » f. Barringtoniae.
n30 — » ramulicola.
n31 — » » f. multijugae.
n32 — » » f. Eucalypti.
n33 — » Alni.
n34 — » » f. millegrana.
n35 — » Aucubae.
n36 — » diatrypae.
n37 — » macrosperma.
n38 — » passifloricola.
n39 — » Visci.
n40 — » libera.
n41 — » » f. Benzoina.
n42 — » » f. veronensis.
n43 — » Agrostidis.
n44 — » » f. Ricini.

n45 — Metadiplodia radicicola.
n46 — » Kansensis.
n47 — » Phoradendri.
n48 — » f. Pseudosphaeropsis.
n49 — » » f. major.
n50 — » Thujae.
n51 — » Nuttalliae.
n52 — » » f. elaeagnella.
n53 — » curta.
n54 — » Cryphae.
n55 — » canthiifolia.
n56 — » » f. intermedia.
n57 — » Veratri.
n58 — » Rosae.
n59 — » sambucicola.
n60 — » lecanidion.
n61 — » lophiostomoïdes.

PLANCHE 25

Formes des spores.

o 1 — Schizodiplodia herbarum.
o 2 — » Epilobii
o 3 — » Aeluropodis.
o 4 — » Centaurae.
o 5 — » Leptodactyli.
o 6 — » leptospora.
o 7 — » resurgens.
o 8 — » Catalpae.
o 9 — » australis.

p 1 — Microbotryodiplodia minor.
p 2 — » Myopori.
p 3 — » atra.
p 4 — » cyanostroma.
p 5 — » subtectoïdes.

q 1 — Botryodiplodia juglandicola.
q 2 — » Melliae.
q 3 — » valsoïdes.
q 4 — » digitata.
q 5 — » Amelanchieris.
q 6 — » varians.
q 7 — » compressa.
q 8 — » sphaerioïdes.
q 9 — » ostiolata.
q10 — » congesta.
q11 — » caespitosa.
q13 — » » f. Spathideae.
q14 — » Ribis.
q15 — » » f. majuscula.

q16 — Botryodiplodia compacta.
q17 — » » f. hranicensis.
q18 — » Cerasi.
q19 — » longipes.
q20 — » Peperomiae.
q21 — » mixta.
q22 — » variispora.
q23 — » heterospora.
q24 — » f. Toxicodendri.

r 1 — Paradiplodiella aurantiorum.
r 2 — » acinosa.
r 3 — » Pritzeliana.
r 4 — » Forsythiae.
r 5 — » macrosperma.
r 6 — » Arecae.
r 7 — » microspora.

s 1 — Syndiplodia microsporella.
s 2 — » Coryli.
s 3 — » hypoxyloidea.
s 4 — » loculata
s 5 — » Robiniae.

t 1 — Placodiplodia Copelandi.
t 2 — » Chamaeropis.
t 3 — » insitiva.
t 4 — » ficina.
t 5 — » Spiraeae.
t 6 — » Tanariae.
t 7 — » Ingae.

PLANCHE 26

Formes des spores.

t. 8 — Placodiplodia Yuccae.
t 9 — » saginata.
t 10 — » Agropyri.
t 11 — » Parinarii.

u 1 — Granulodiplodia Pinea.
u 2 — » Sapinea.
u 3 — » granulosa.
u 4 — » granulosella.
u 6 — » megalospora.
u 6 — » abnormis.
u 7 — » Stangeriae.
u 8 — » adelinensis.

v1 — Striodiplodia Agave.
v2 — » striata.
v3 — » palmarum.

w1 — 3. Phaeostagonosporopsis. Zeae.

x1 — Microdiplodia ascochytula.
x2 — » ribesia.
x3 — Diplodia Betae.
x4 — » Thymeleae.
x5 — Botryod. Pruni.
x6 — Chaetod. hirta.
x7 — Botryod. Mirbeckii.
x8 — Dipl. Philodendri.

Formes des spores de genres proches des Phaeodidymae ou confondus avec eux.

A — Phoma sp.
B — Spaeropsis sp.
C — Diplodina sp.
D — Diblastospermella Aequatorialis.
E — Macrodiplodiopsis Desmazieri.
F — Ascochytella perpusilla.
G — Ascochytella Lilloana.
H — Balladyna diplodiaeformis.
I — Zernya clypeata.
K — Leprieurina goyazensis.
L — Leprieurina Winteriana.
M — Diplodiopsis tarapotensis.
N — Hendersonina Sacchari.

PLANCHE 27

I — Aspect des *Phaeodidymae* en culture. Fructification de *Lasiod. Theobromae* sur milieu de Maltea à 2 %.
II — *Phaeodidymae* inoculé sur fruit : extension de *Lasiod. Theobromae* le 5[e] jour après inoculation, sur tomates.
III — Extension du mycélium en culture : *Lasiod. Theobromae* sur milieu de Maltea à 2,5 %.
IV — Inoculation sur rameau : Rameau de *Erythryna Coffea* envahi par *Lasiod. Theobromae.*

PLANCHE 28

I — Fructification des *Phaeodidymae* en culture : Fructifications de *Lasiod. Theobromae* sur milieu de Sabouraud.
II — *Lasiod. Theobromae* inoculé sur rameau : Jeune rameau de *Theobromum leucocarpa* complètement envahi.
III — (Suite) : Tiges de *Choisya ternata* envahis.
IV — (Suite) : Tiges de *Musa nana* (4[e] jour d'inoculation) montrant l'extension des hyphes mycéliennes.

PLANCHE 29

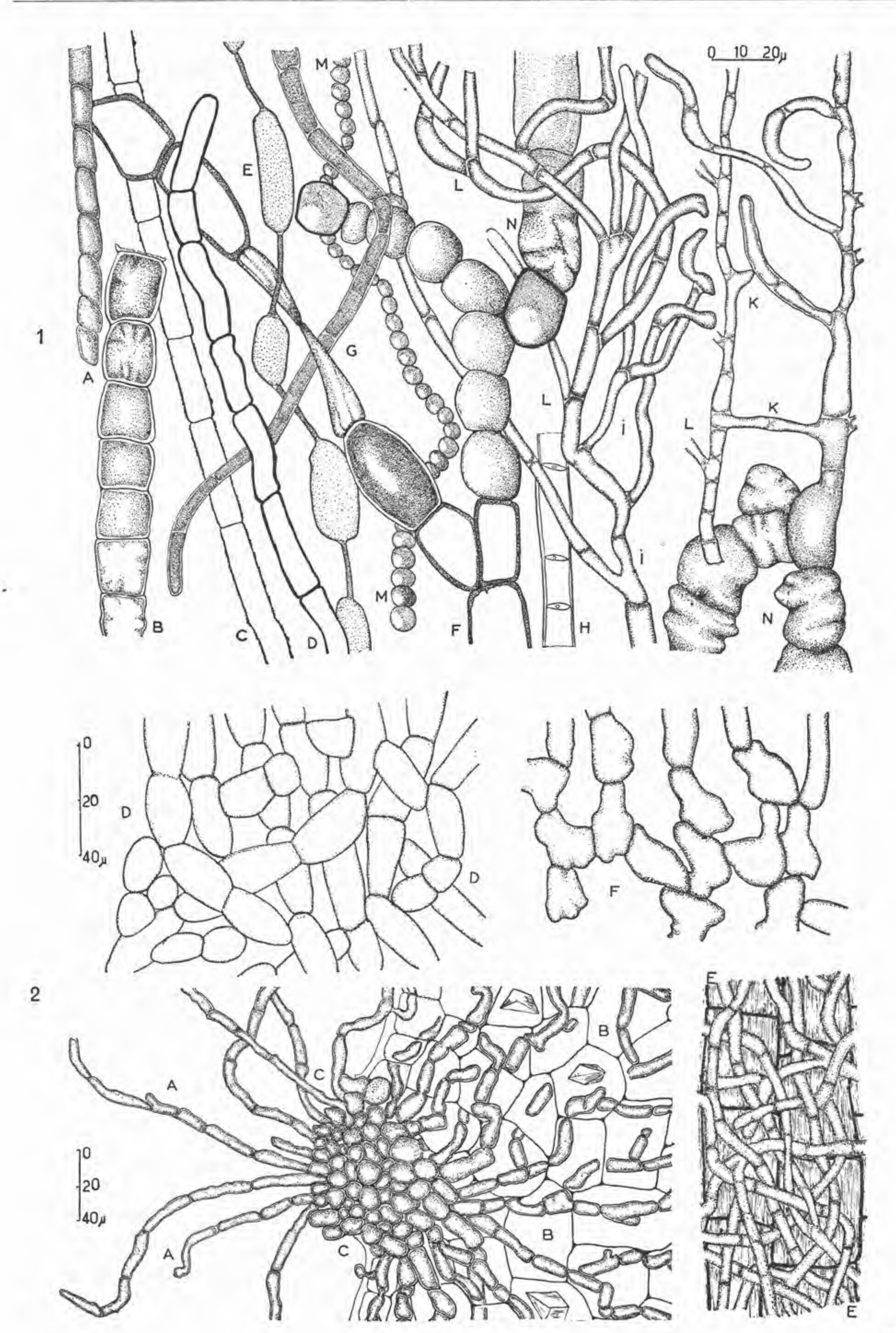
I — *Lasiod. Theobromae* inoculé sur rameaux (suite) : Rameau de *Coffea arabica* montrant les fructifications.
II — (Suite) : Rameau de *Hevea brasiliensis* envahi.
III — (Suite) : Jeune rameau de *Citrus trifoliata* montrant de nombreuses fructifications du Champignon.
IV — Bois de *Coffea arabica* envahi par la même espèce.

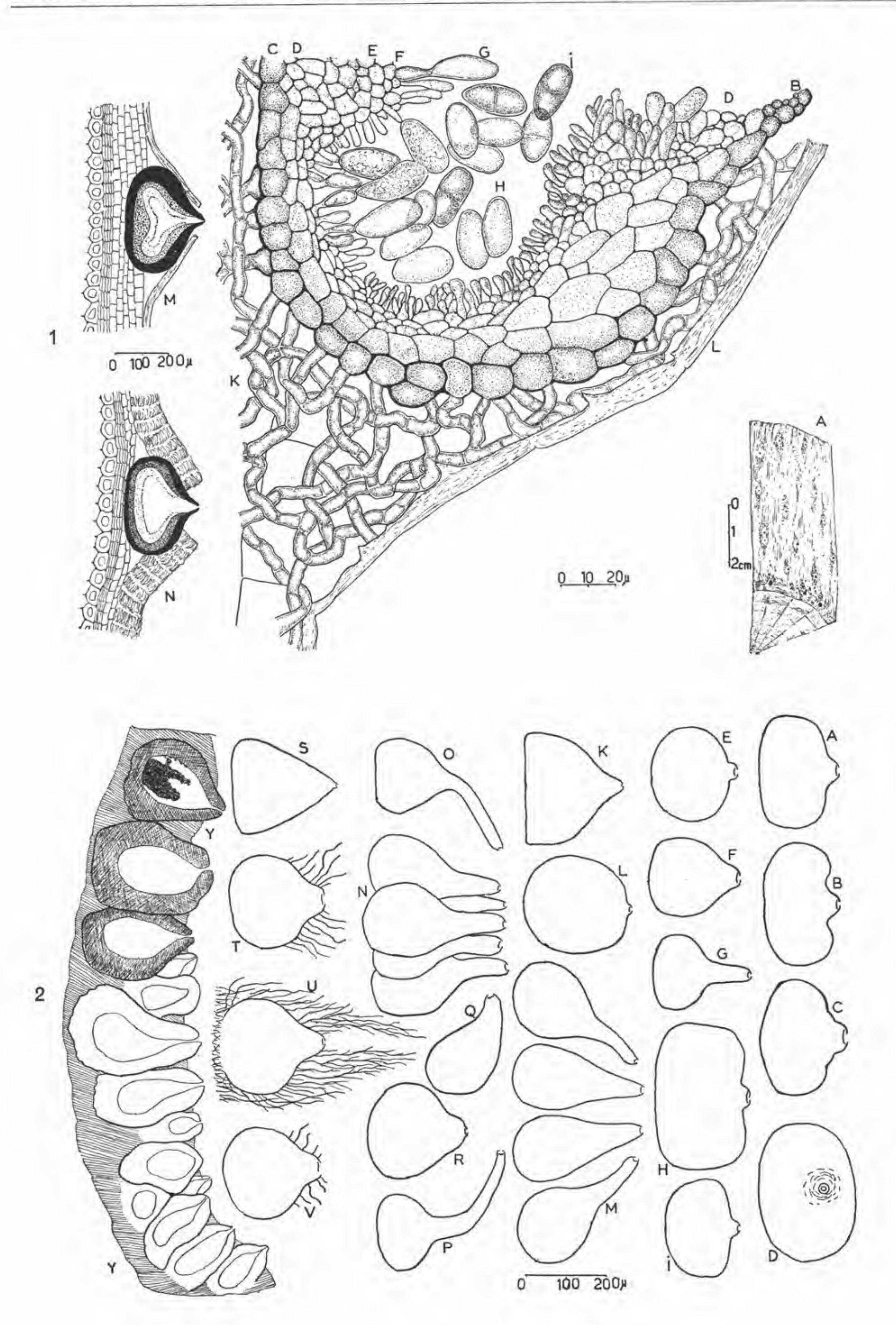
PLANCHE 30

I — Fructification des *Pheodidymae* sur fruits : Orange complètement envahie par *Lasiod. Theobromae.*
II — Tomates complètement envahies par *Lasiod. Theobromae.*
III — *Lasiod. Theobromae* inoculé sur rameaux : Tige de *Saccharum officinarum* montrant les fructifications du Champignon.
IV — Rameau de *Theobromum cacao* complètement envahi.

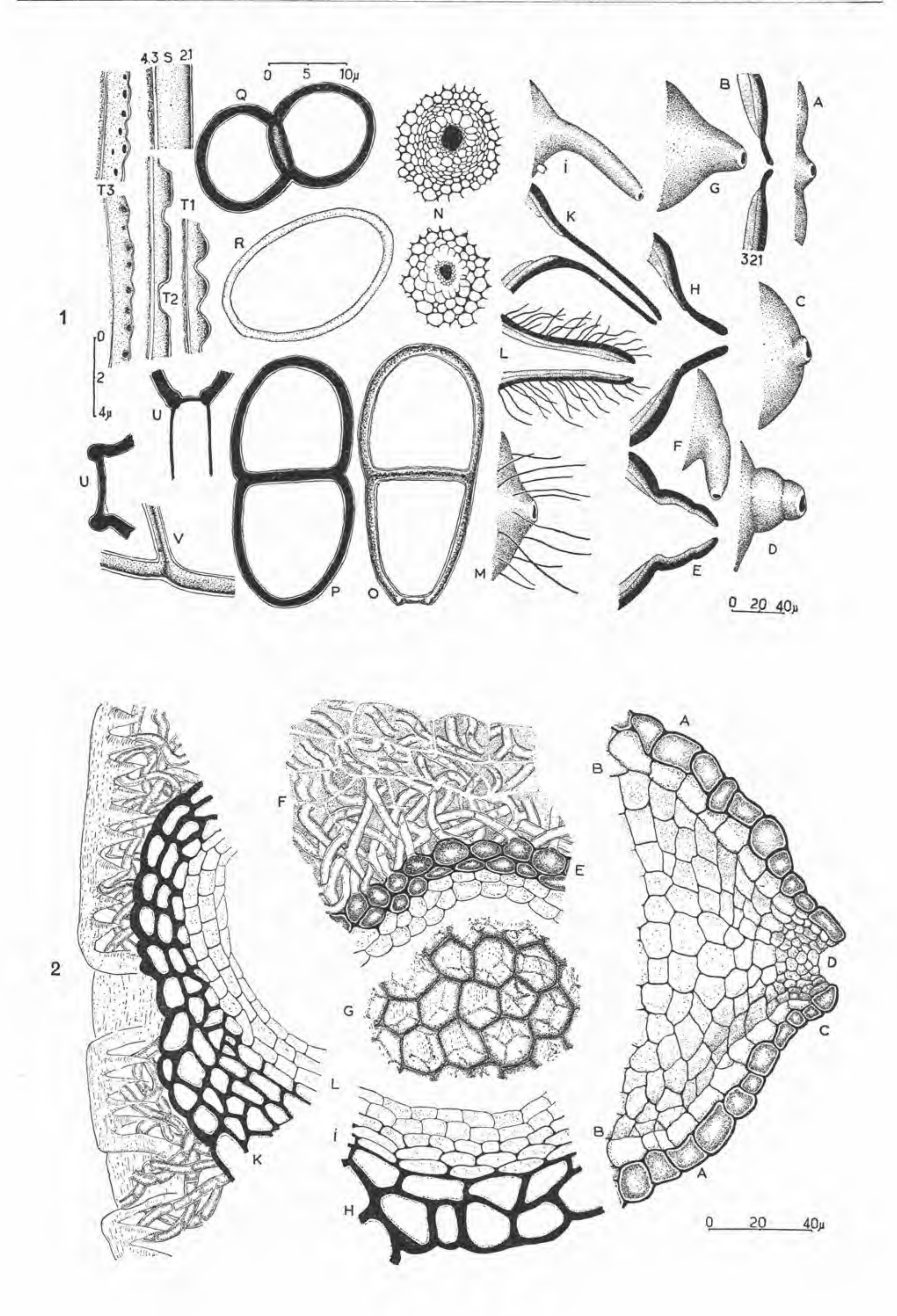
44414. — Imprimerie A. LAHURE, 9, rue de Fleurus, Paris (6e). - 11-55.

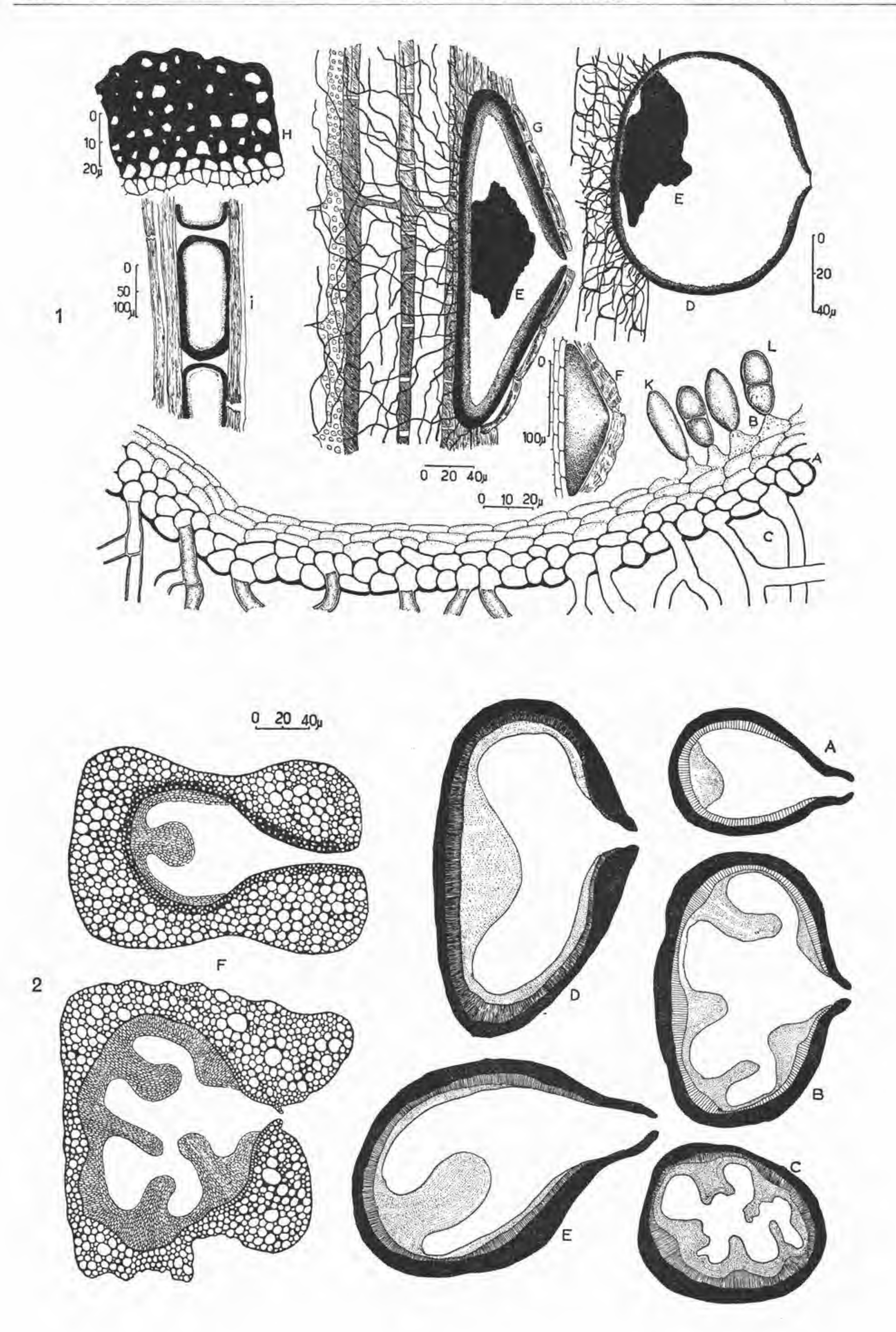
PLANCHES

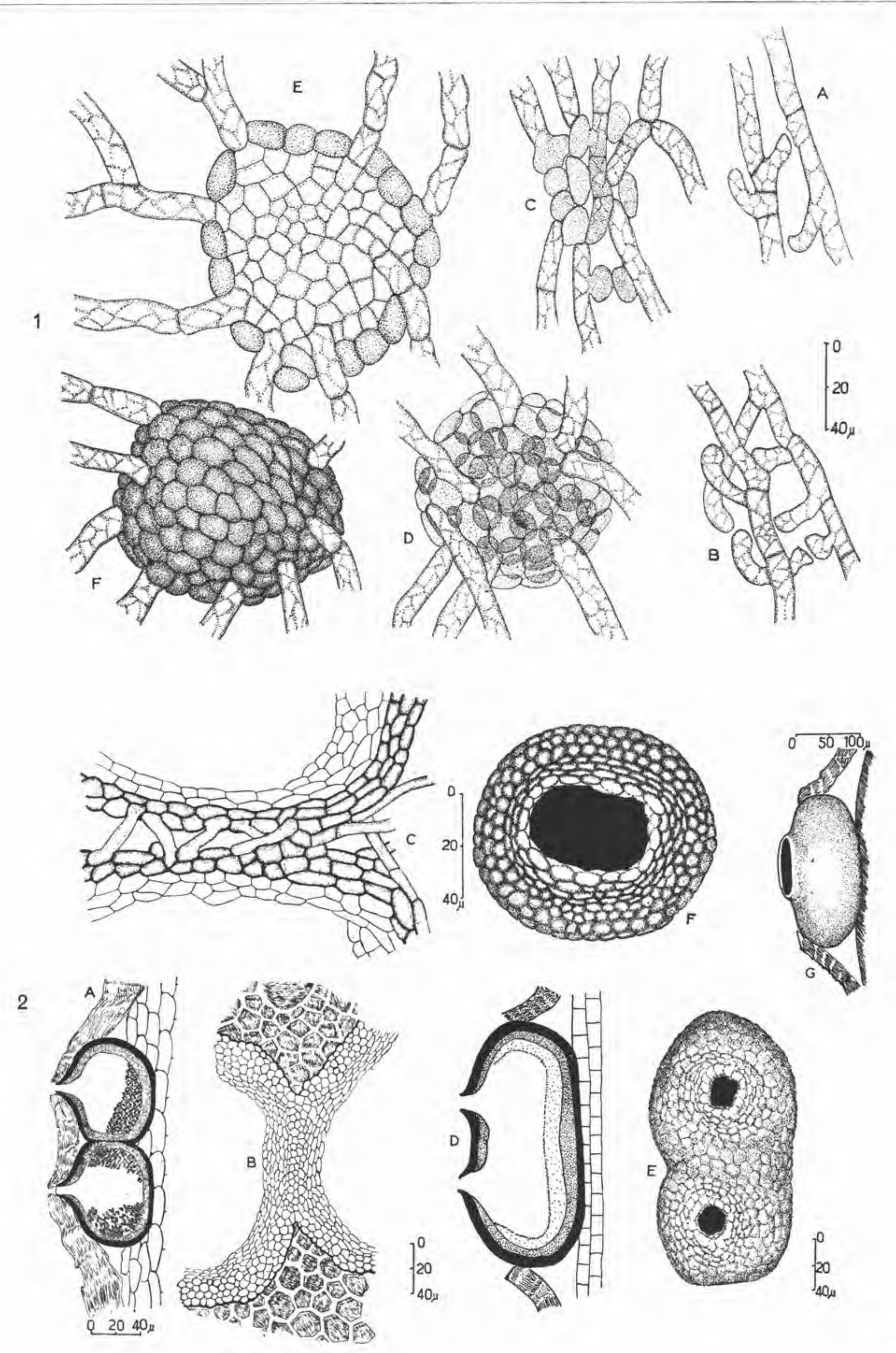

0 10 20μ
1
A
B
C
D
E
F
G
H
i
K
L
M
N
0
20
40μ
D
F
2
A
B
C
E



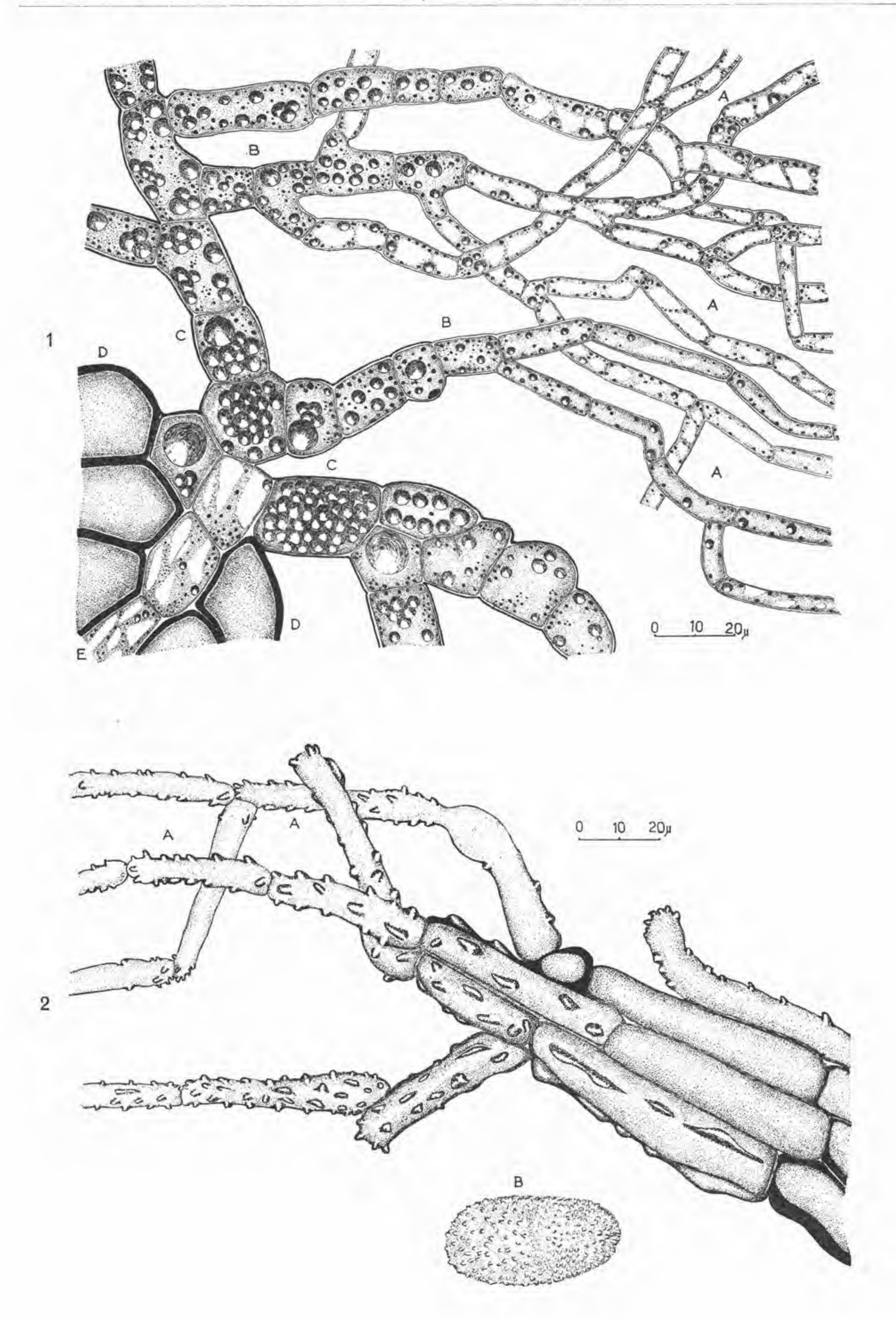
1
M
N
0 100 200μ
C D E F G i B
D
H
K
L
A
0
1
2cm
0 10 20μ
2
Y
S
T
U
V
Y
O
N
Q
R
P
K
L
M
E
F
G
H
i
A
B
C
D
0 100 200μ

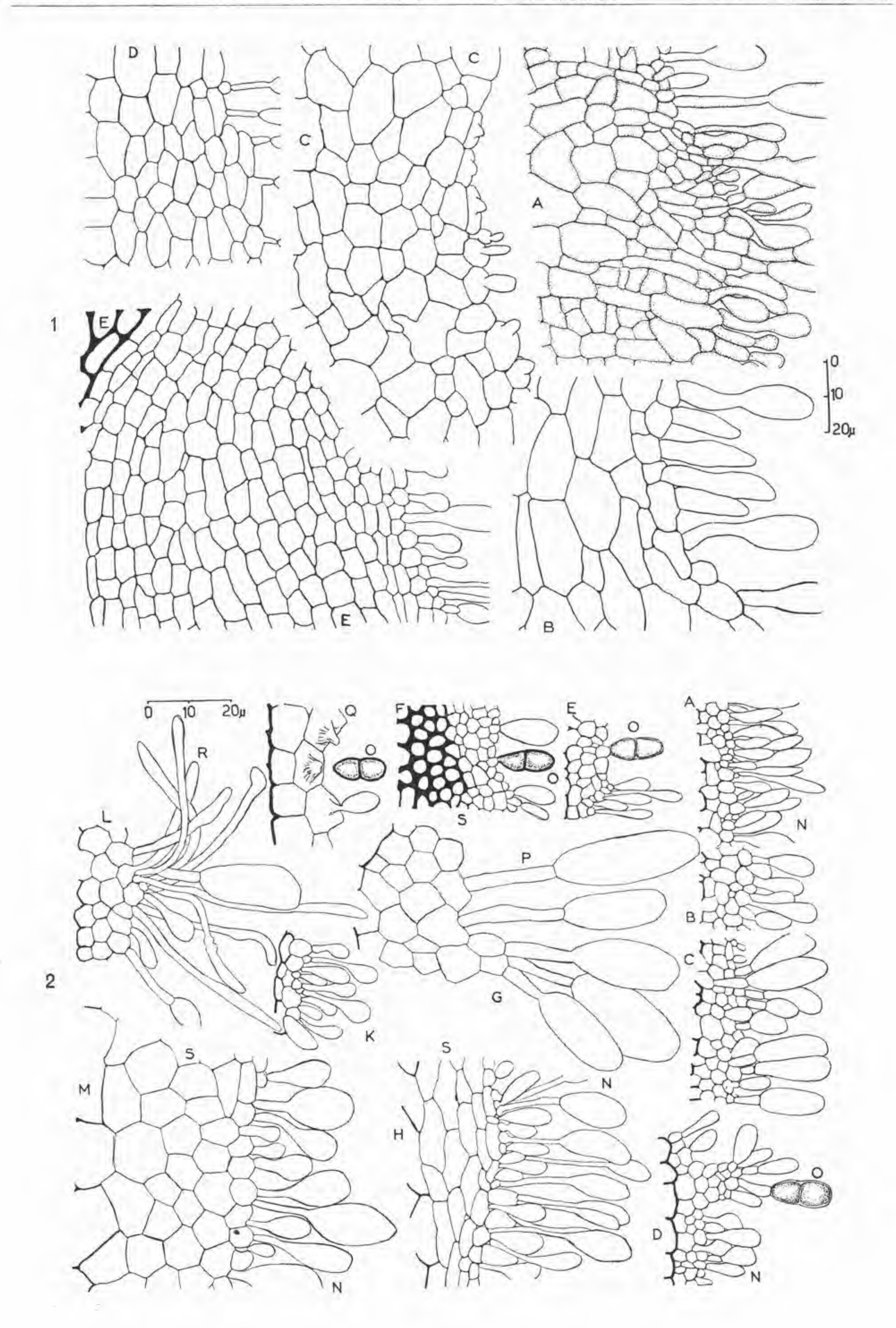

1
4.3 S 21
T3
T1
T2
0
2
4µ
U
U
V
0 5 10µ
Q
R
P
O
N
M
i
K
L
B
A
G
321
H
C
F
D
E
0 20 40µ
2
F
E
G
L
K
i
H
A
B
D
C
B
A
0 20 40µ

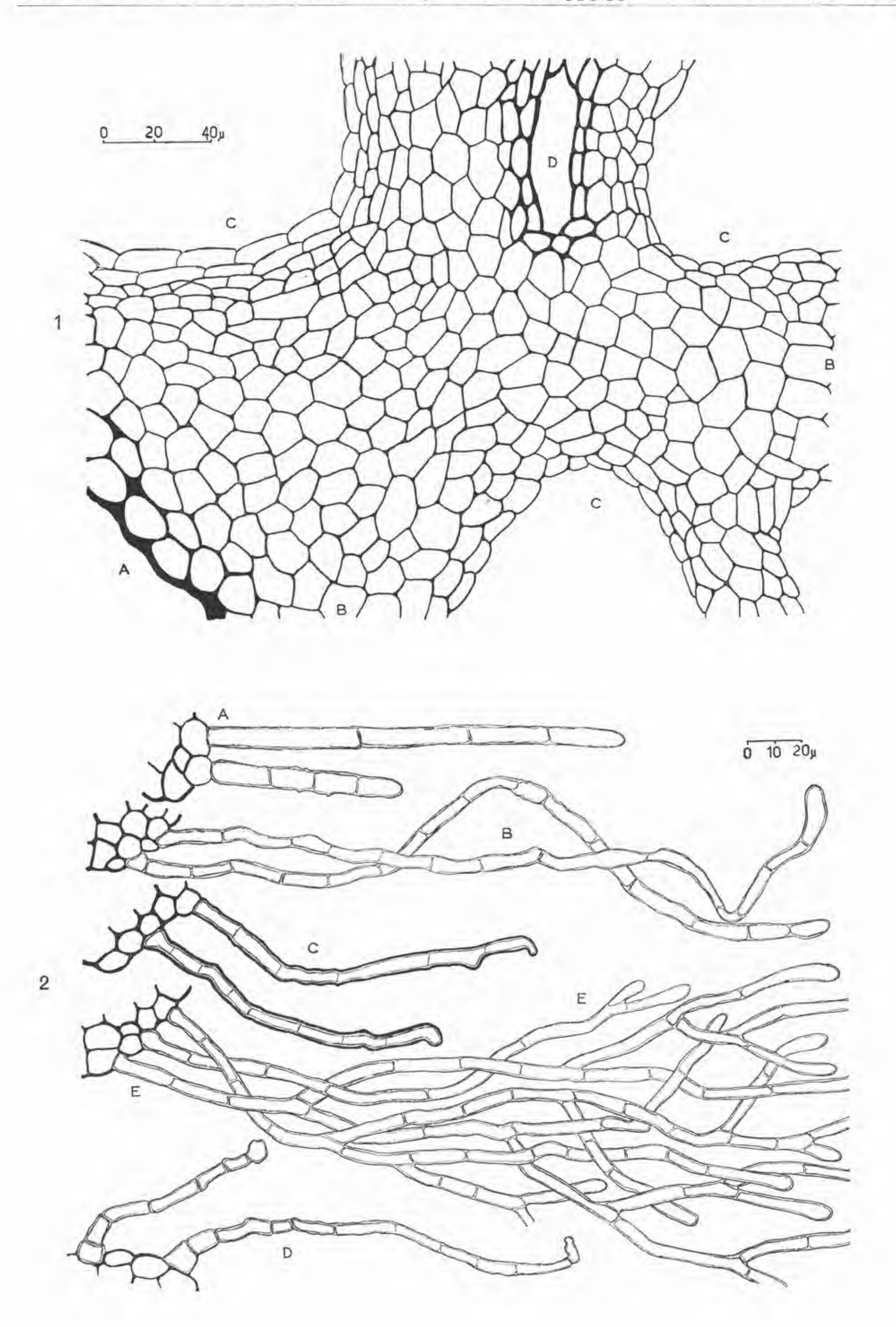

1
H
0
10
20µ
0
50
100µ
i
G
E
E
D
0
20
40µ
0
F
100µ
K
L
B
A
0 20 40µ
0 10 20µ
C
2
0 20 40µ
F
A
D
B
E
C

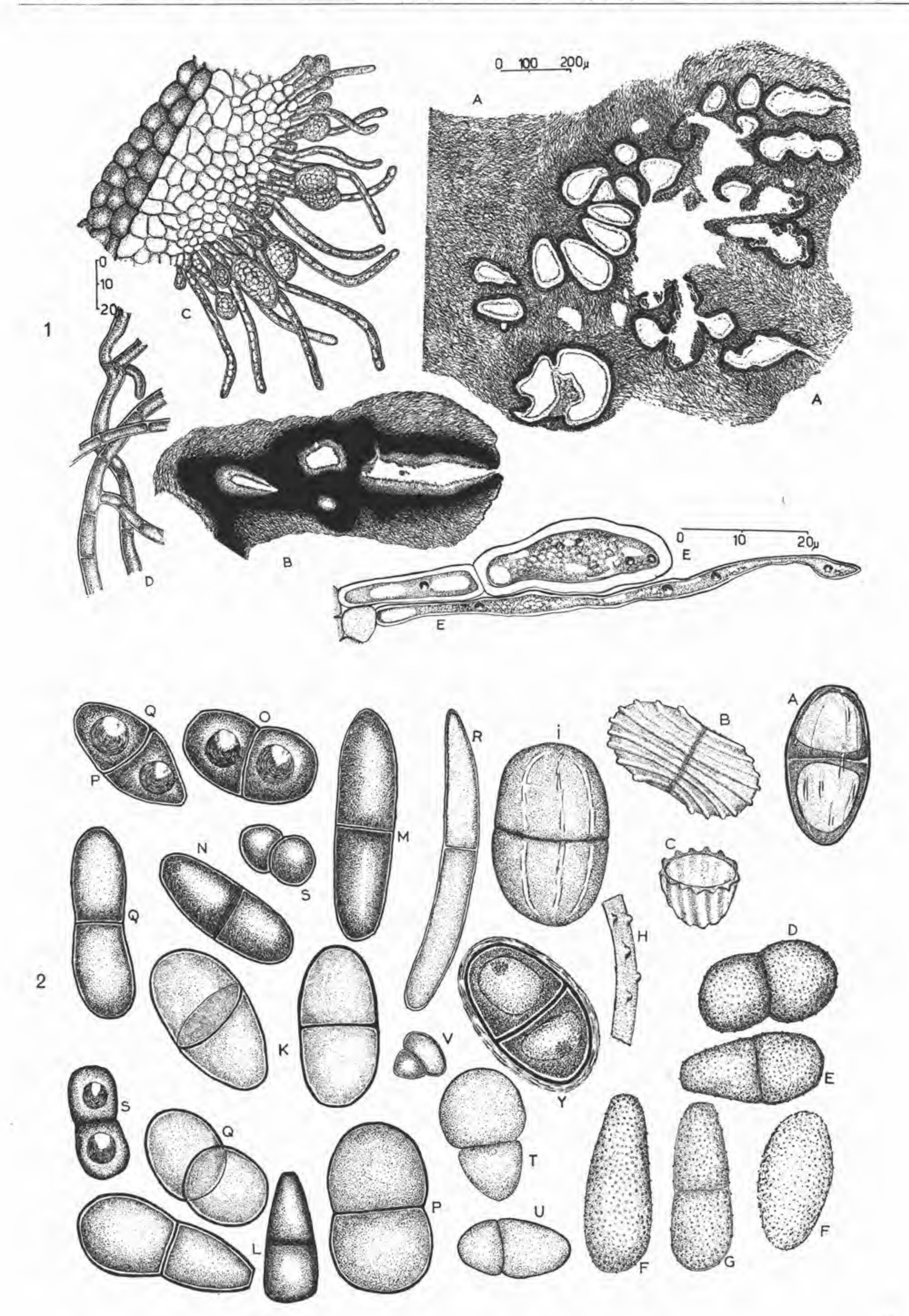

1
E
C
A
0
20
40µ
F
D
B
C
0
20
40µ
F
0 50 100µ
G
2
A
B
0 20 40µ
0
20
40µ
D
E
0
20
40µ

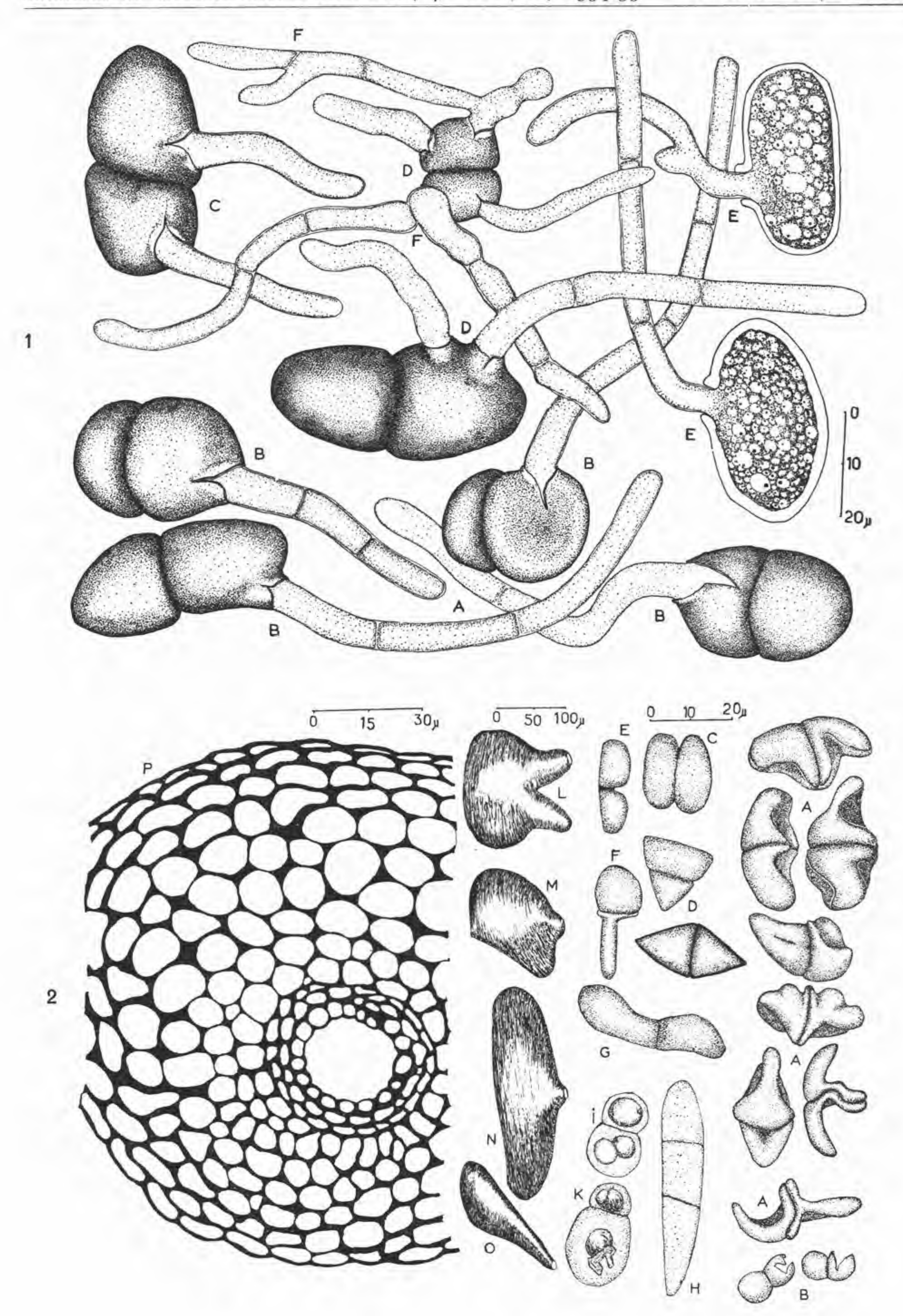
Source : MNHN, Paris

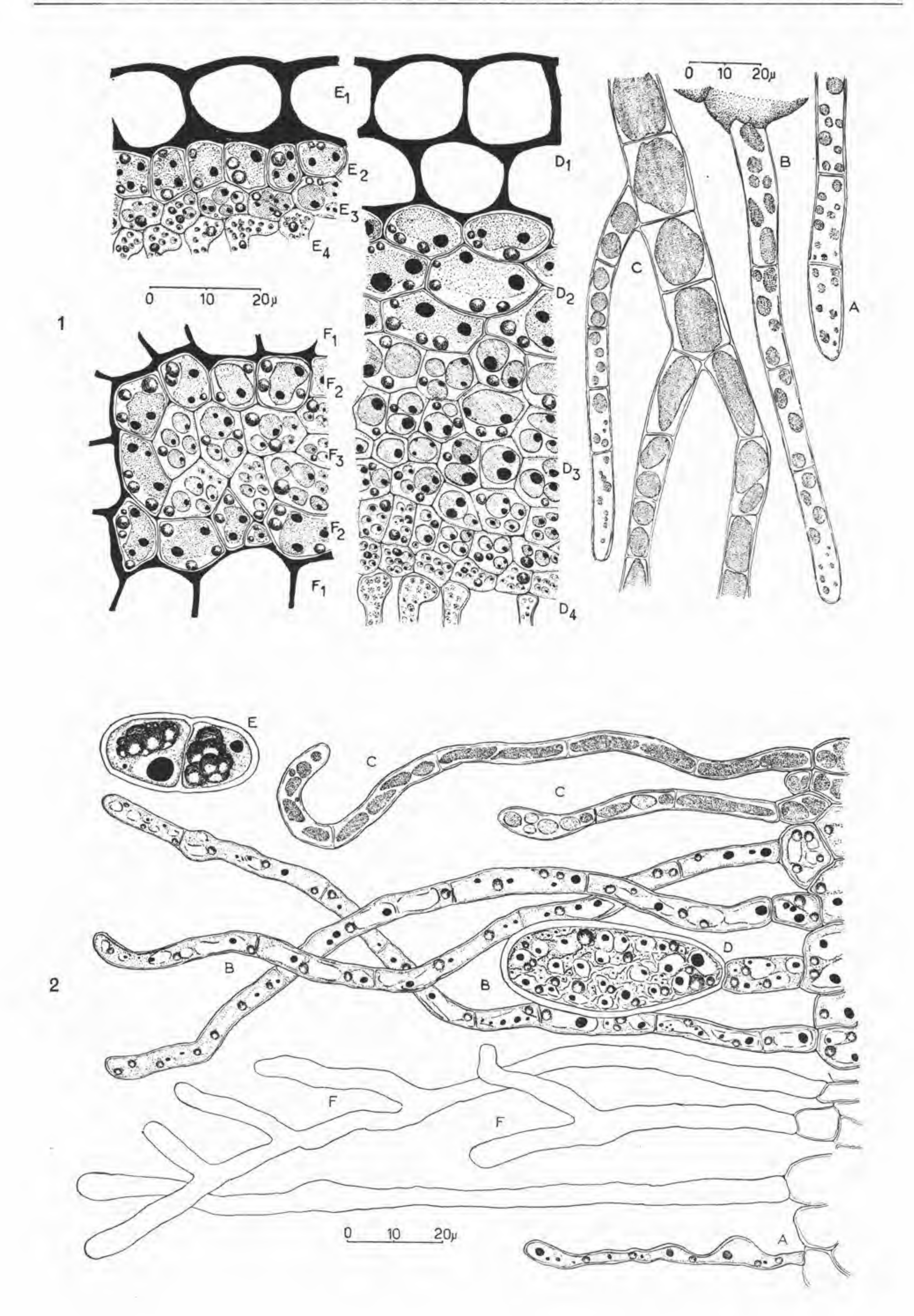

1
A
B
A
B
A
C
D
C
A
D
E
0 10 20μ
2
A
A
0 10 20μ
B

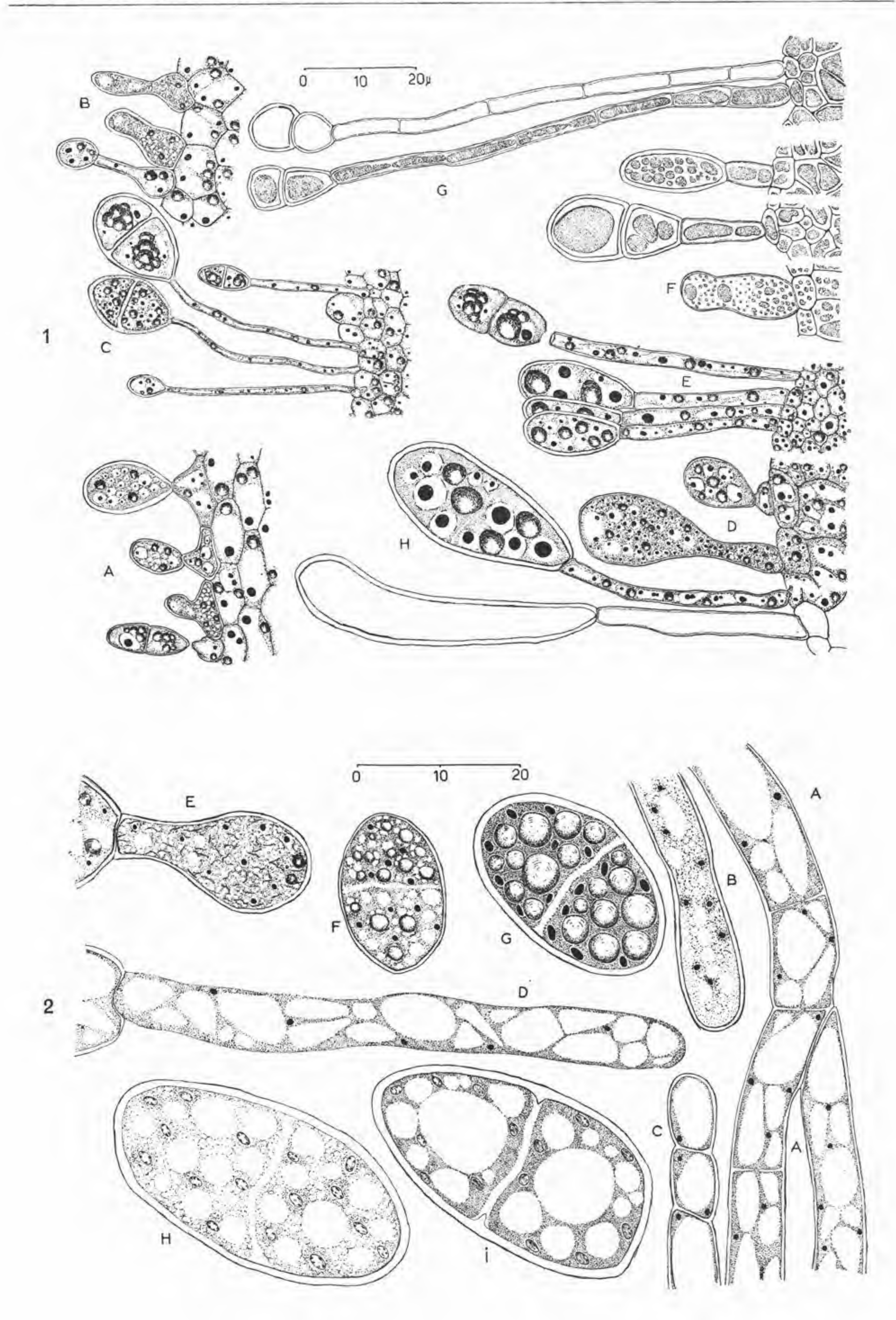

1
D
C
C
A
E
0
10
20µ
E
B
2
0 10 20µ
Q
O
F
O
S
E
O
A
N
R
L
P
B
C
G
K
S
M
S
N
H
O
D
N
N

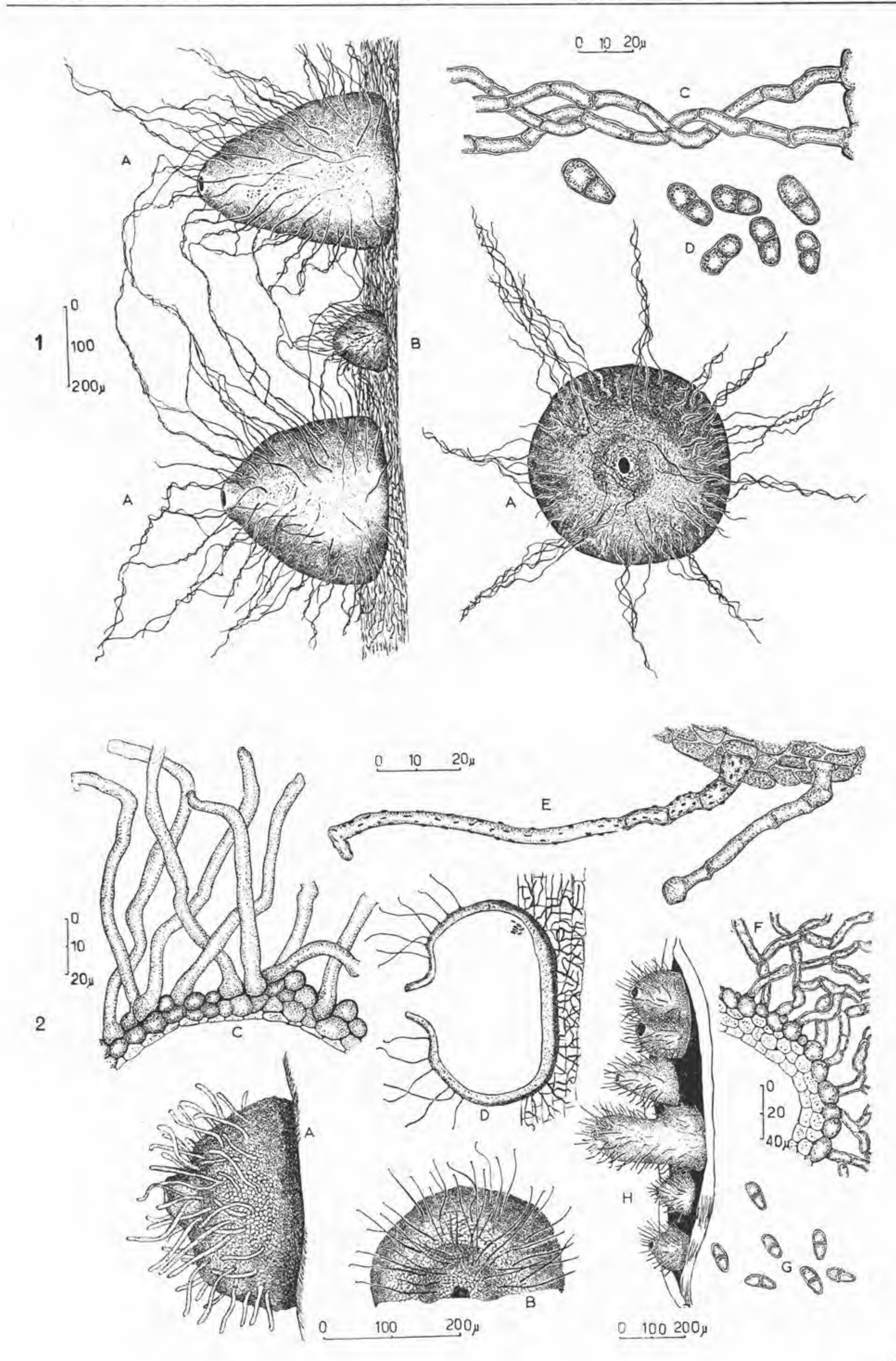

0 20 40µ
D
C
C
1
B
C
A
B
A
0 10 20µ
B
C
2
E
E
D

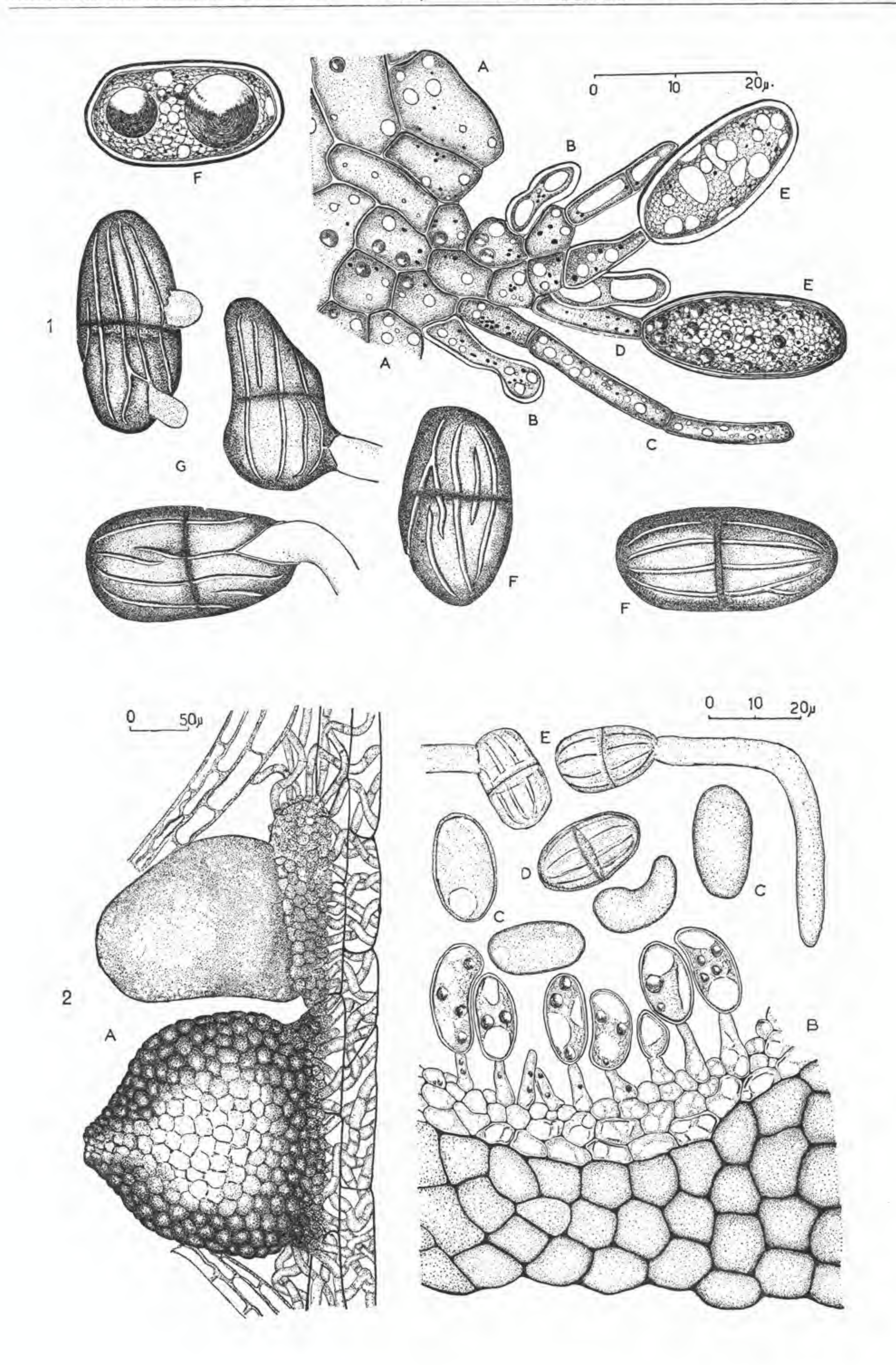

0 100 200μ
A
A
0
10
20
1
C
D
B
0 10 20μ
E
E
Q
P
O
R
i
B
A
M
N
S
Q
C
H
D
2
K
V
Y
E
S
Q
T
P
L
U
F
G
F


F
D
C
F
E
1
D
E
0
10
20µ
B
B
B
A
B
0 15 30µ
0 50 100µ
0 10 20µ
E
C
P
L
A
M
F
D
2
G
A
N
i
K
A
O
H
B

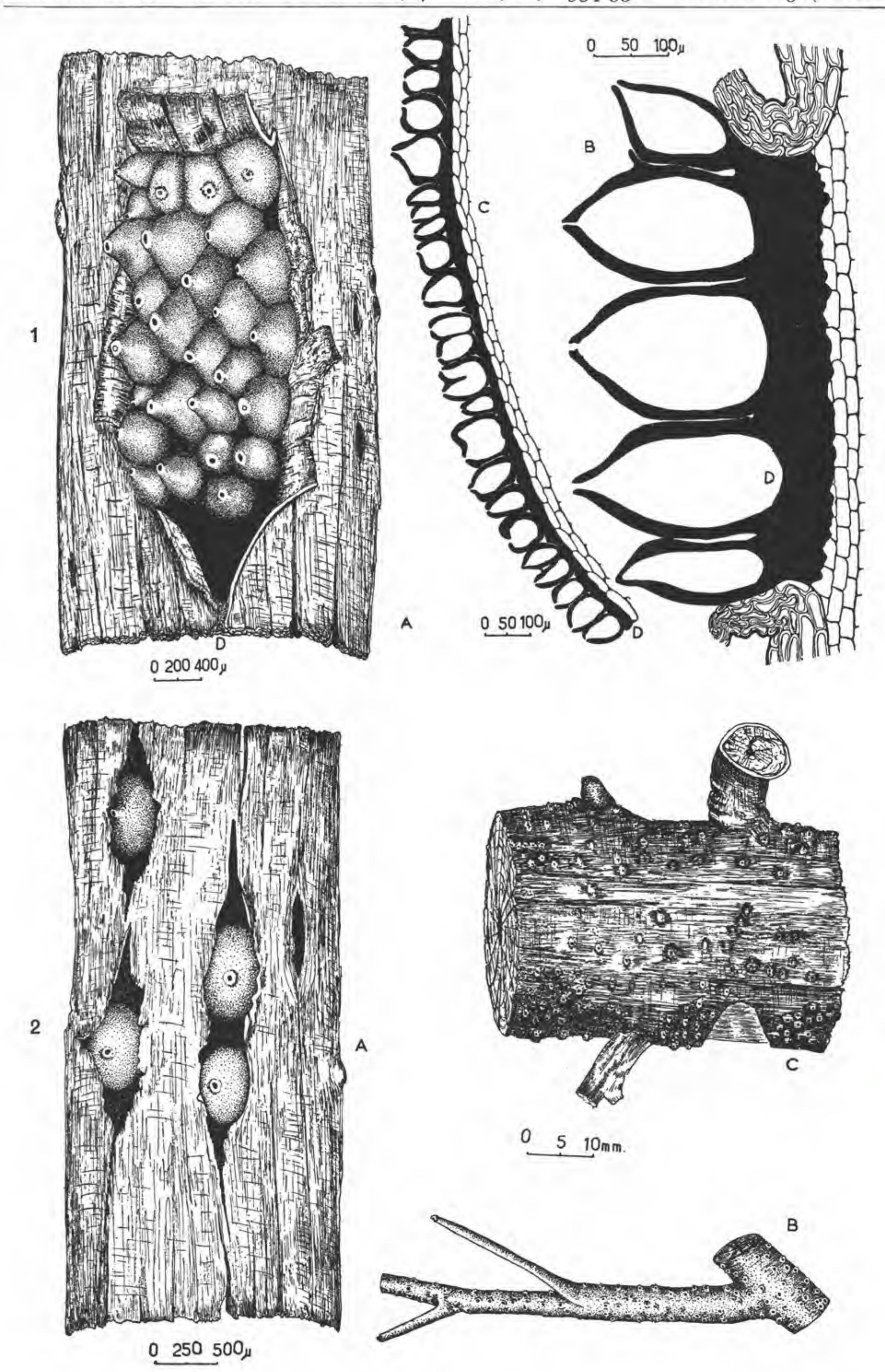

E1
E2
E3
E4
0 10 20µ
1
F1
F2
F3
F2
F1
D1
D2
D3
D4
0 10 20µ
C
B
A
E
C
C
D
B
B
2
F
F
0 10 20µ
A

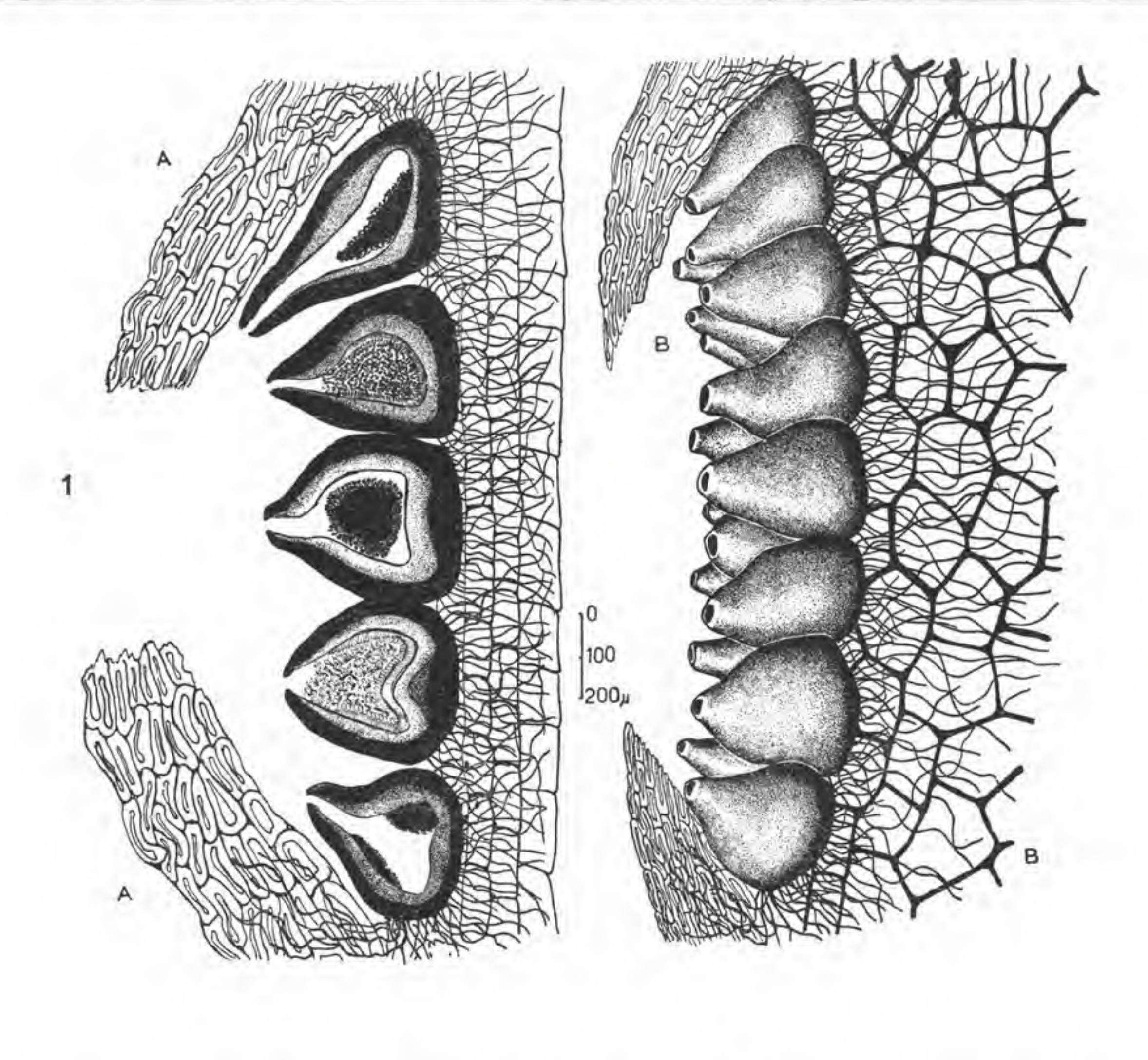

0 10 20µ
B
G
F
1
C
E
A
H
D
0 10 20
E
A
B
F
G
D
2
C
A
H
I

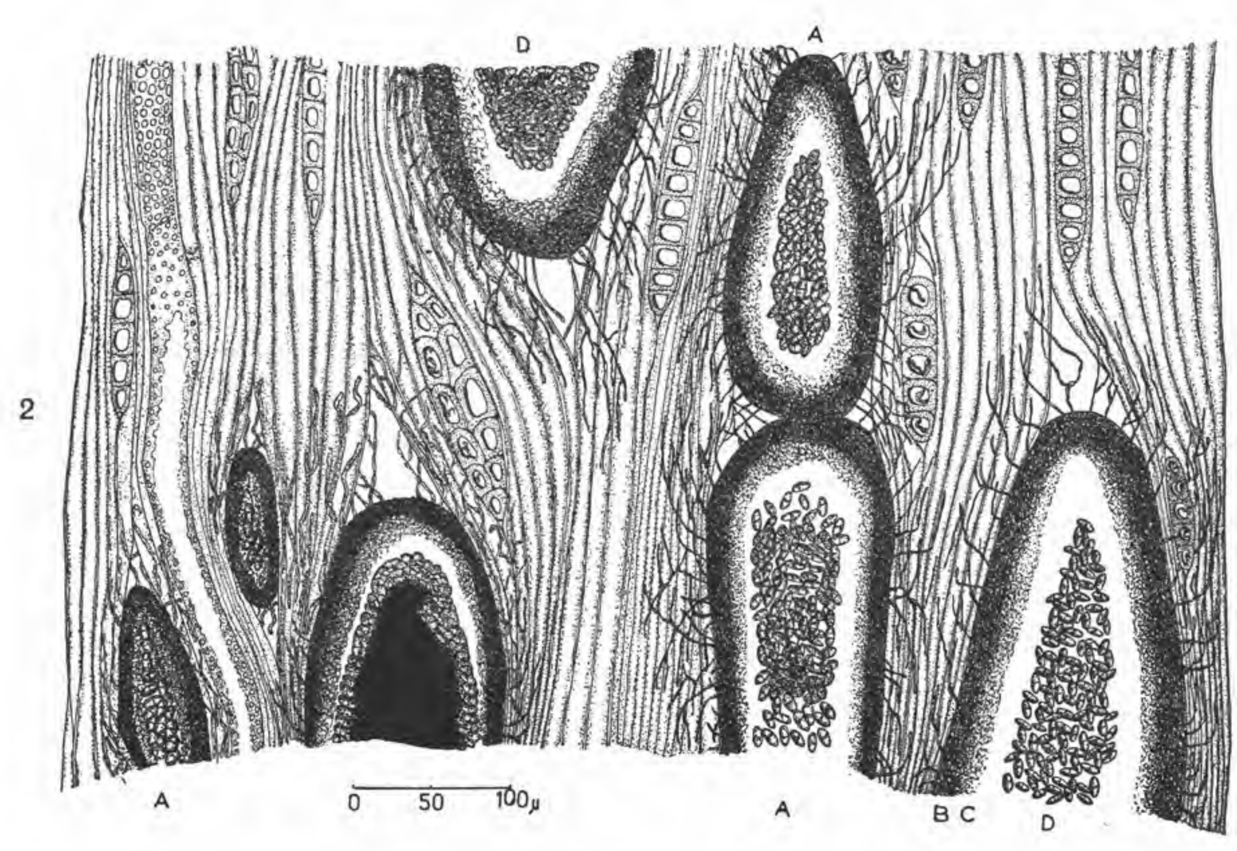

0 10 20µ
C
A
D
1
0
100
200µ
B
A
A
0 10 20µ
E
0
10
20µ
F
2
C
A
D
0
20
40µ
H
G
B
0 100 200µ
0 100 200µ


A
0 10 20µ.
B
E
E
1
A
D
B
C
F
G
F
F
0 50µ
0 10 20µ
E
D
C
C
2
A
B

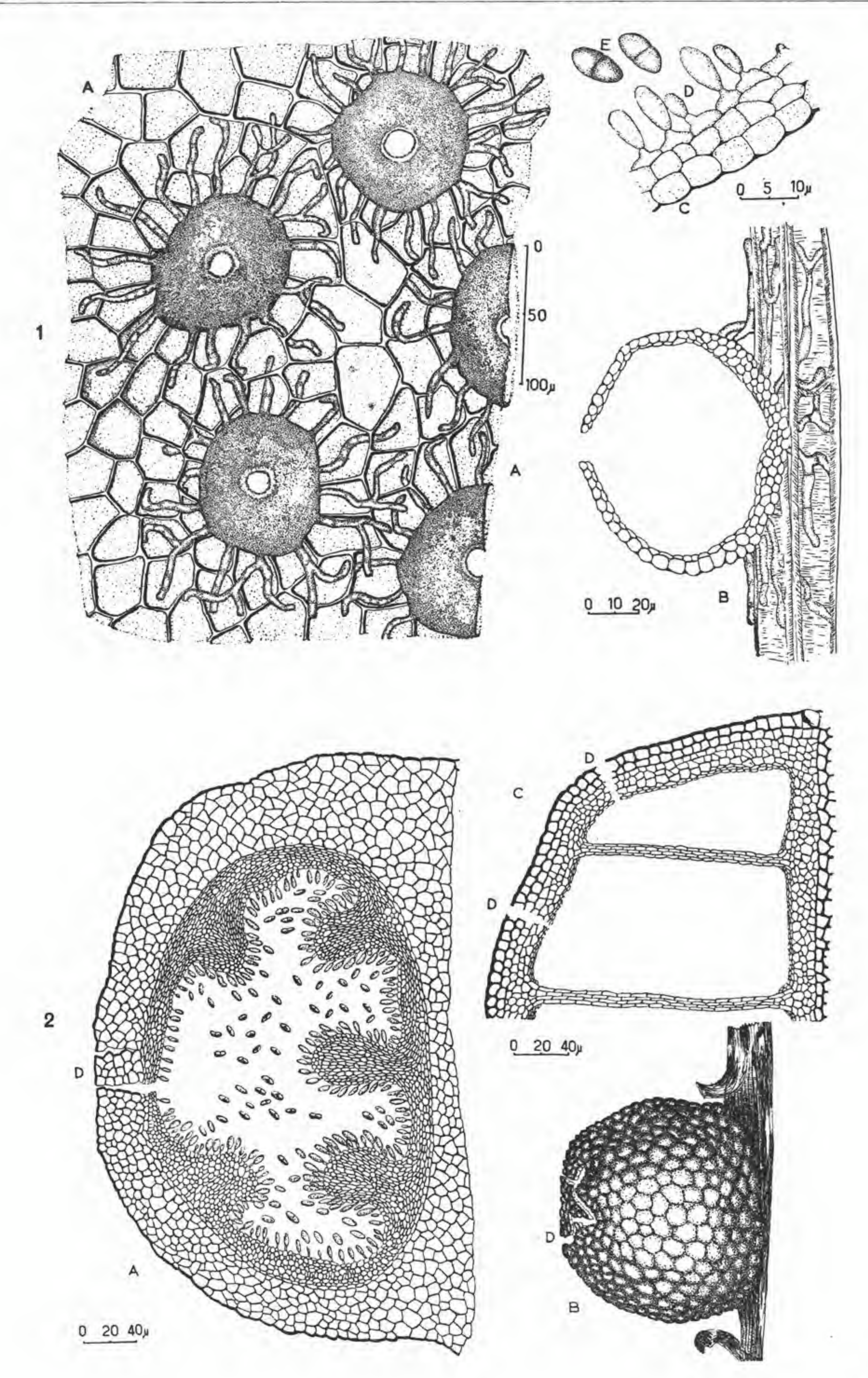
Source : MNHN, Paris

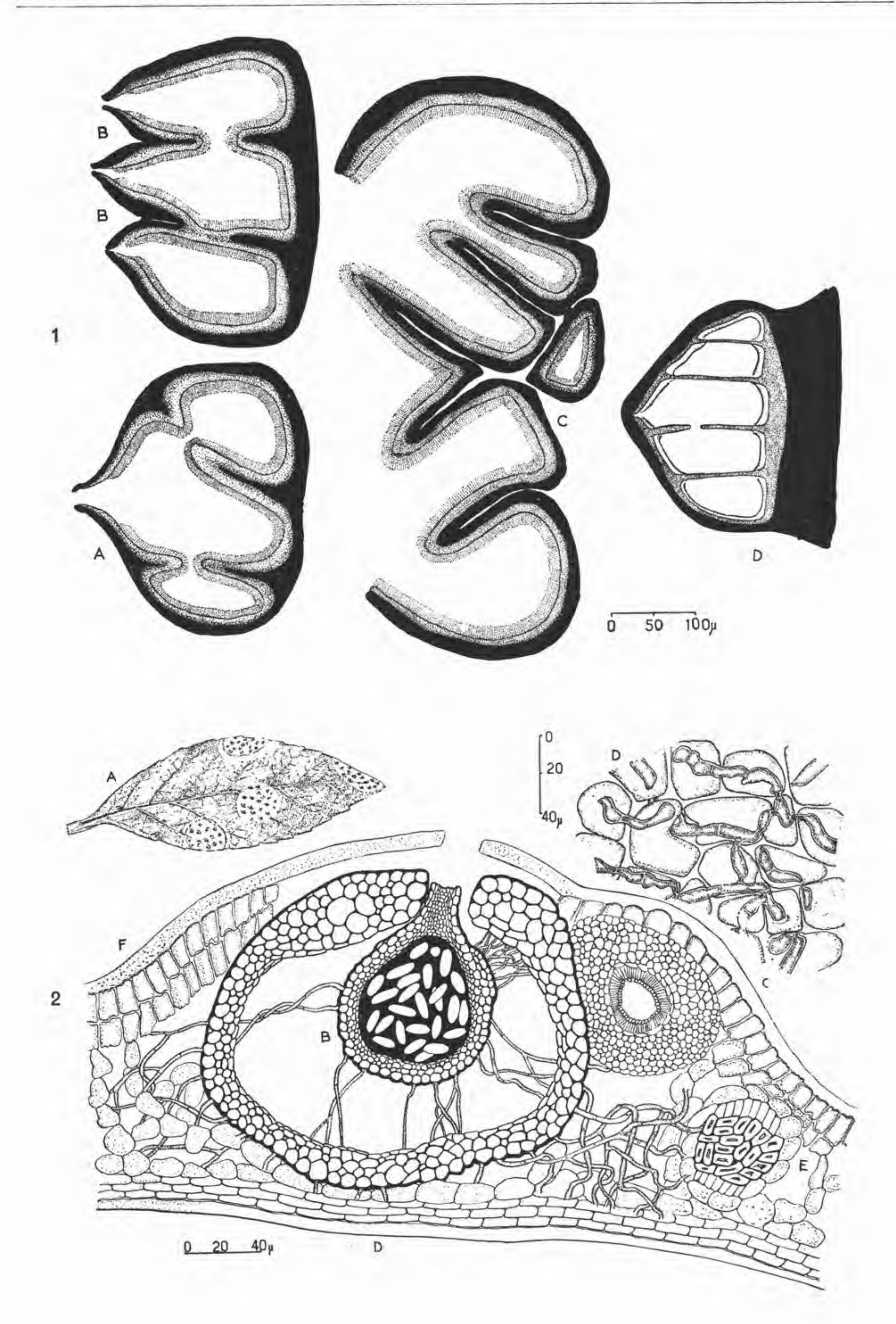

1
A
D
0 200 400μ
C
D
0 50 100μ
0 50 100μ
B
D
2
A
0 250 500μ
C
0 5 10mm.
B


A
B
1
0
100
200μ
A
B

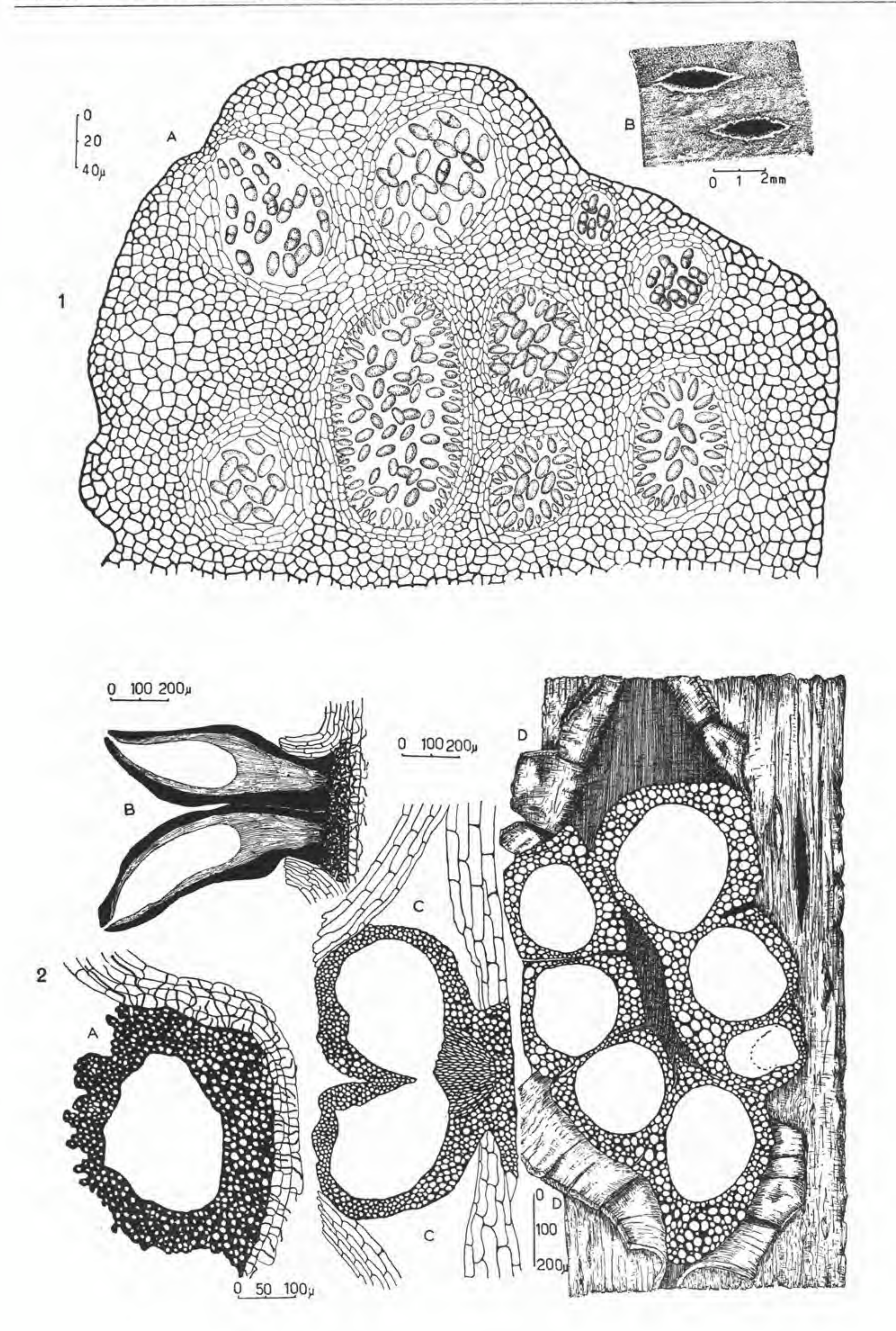

D
A
2
A
0 50 100μ
A
B C
D

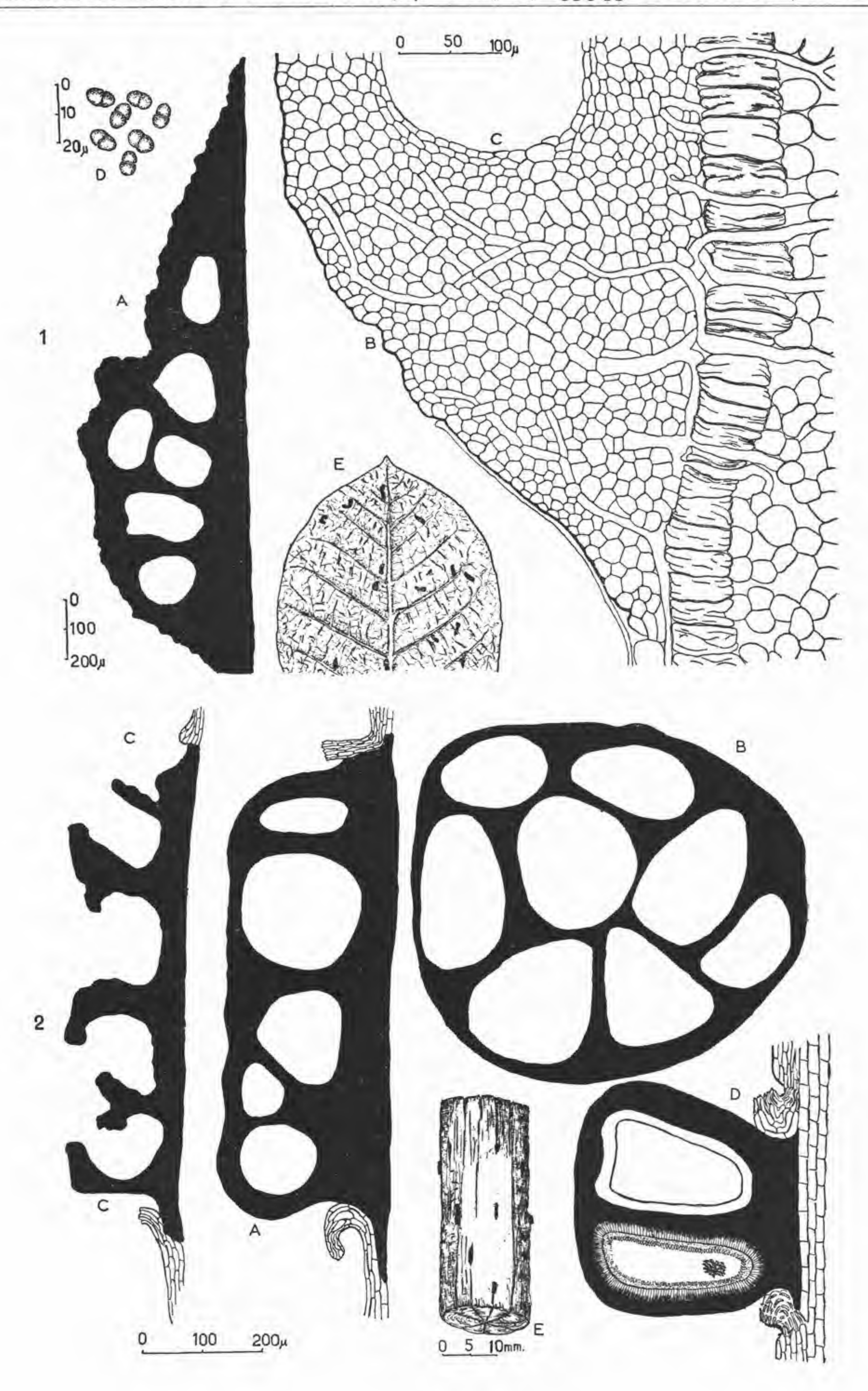
Source : MNHN, Paris

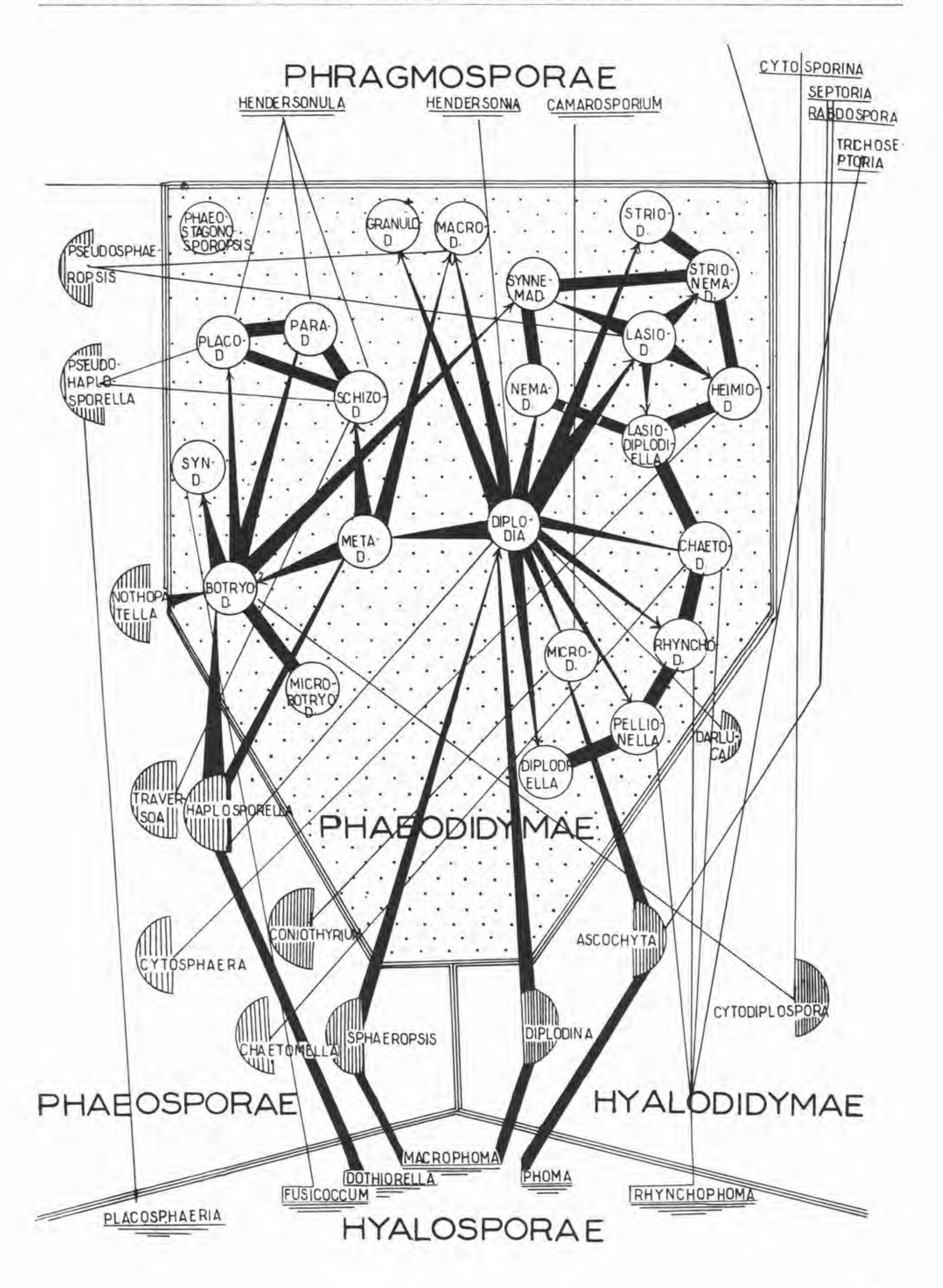

A
E
D
0 5 10µ
C
0
50
100µ
1
A
0 10 20µ
B
D
C
D
0 20 40µ
2
D
A
0 20 40µ
D
B

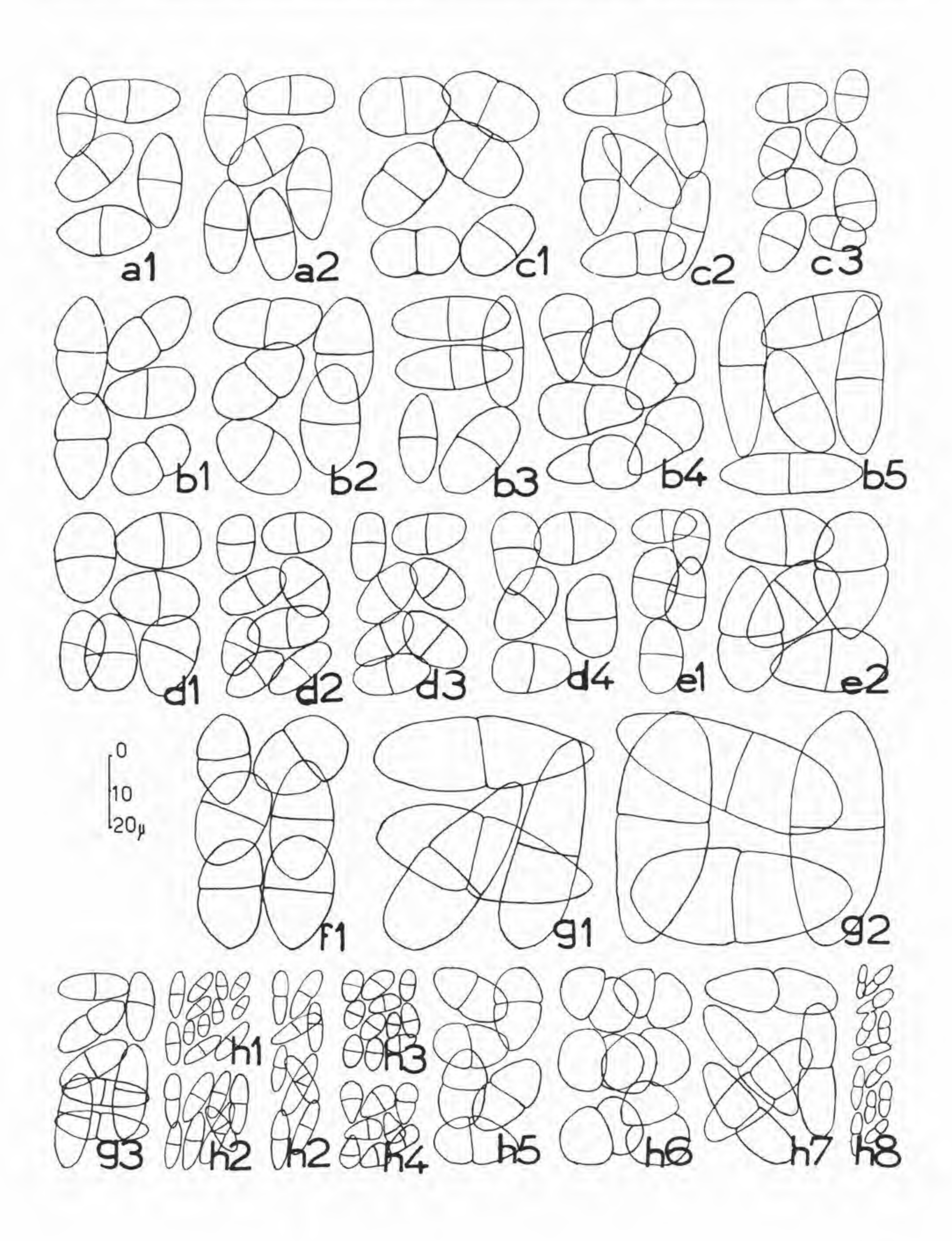

B
B
1
A
C
D
0 50 100μ
0
20
40μ
D
A
F
2
B
C
E
0 20 40μ
D

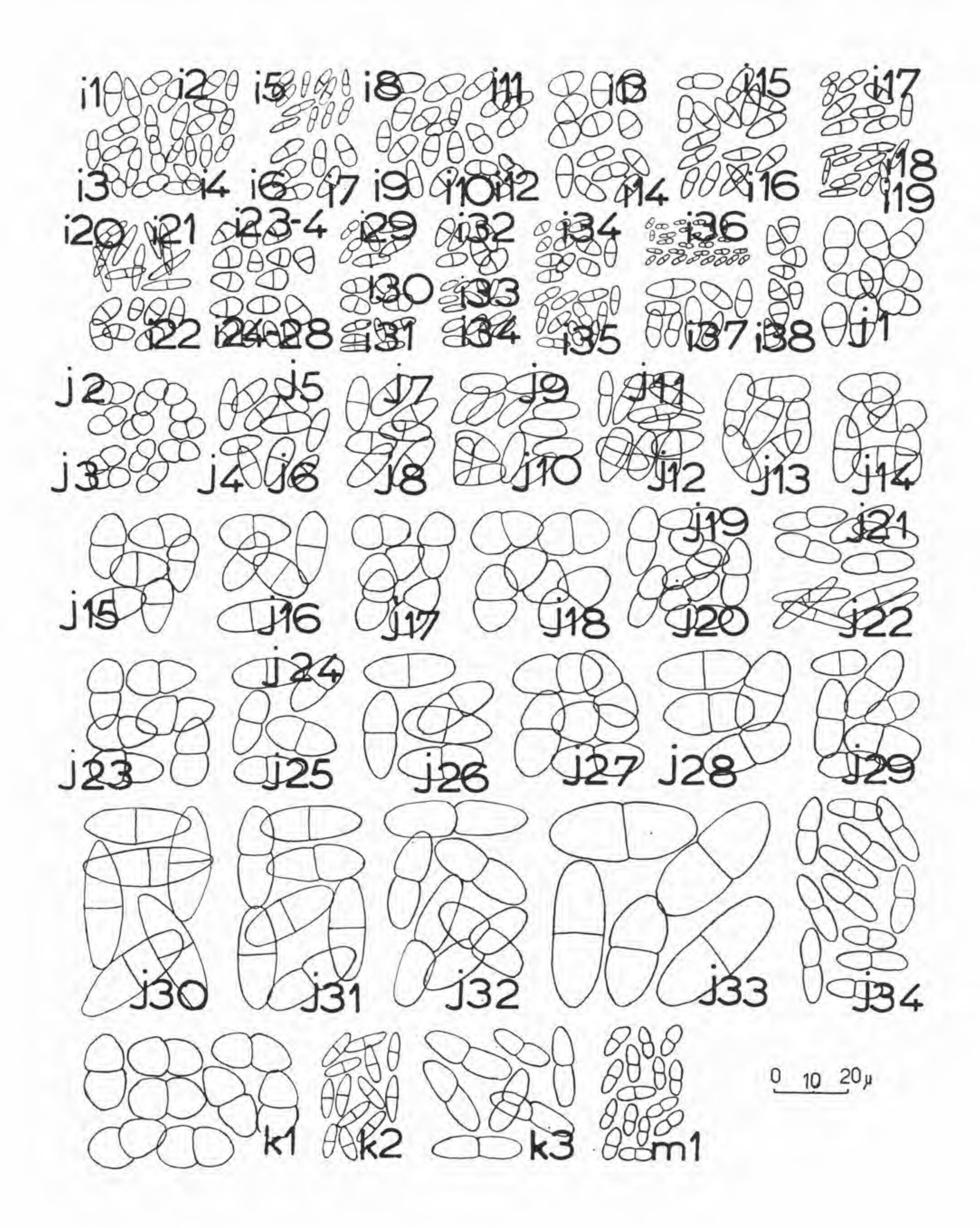
Source : MNHN, Paris

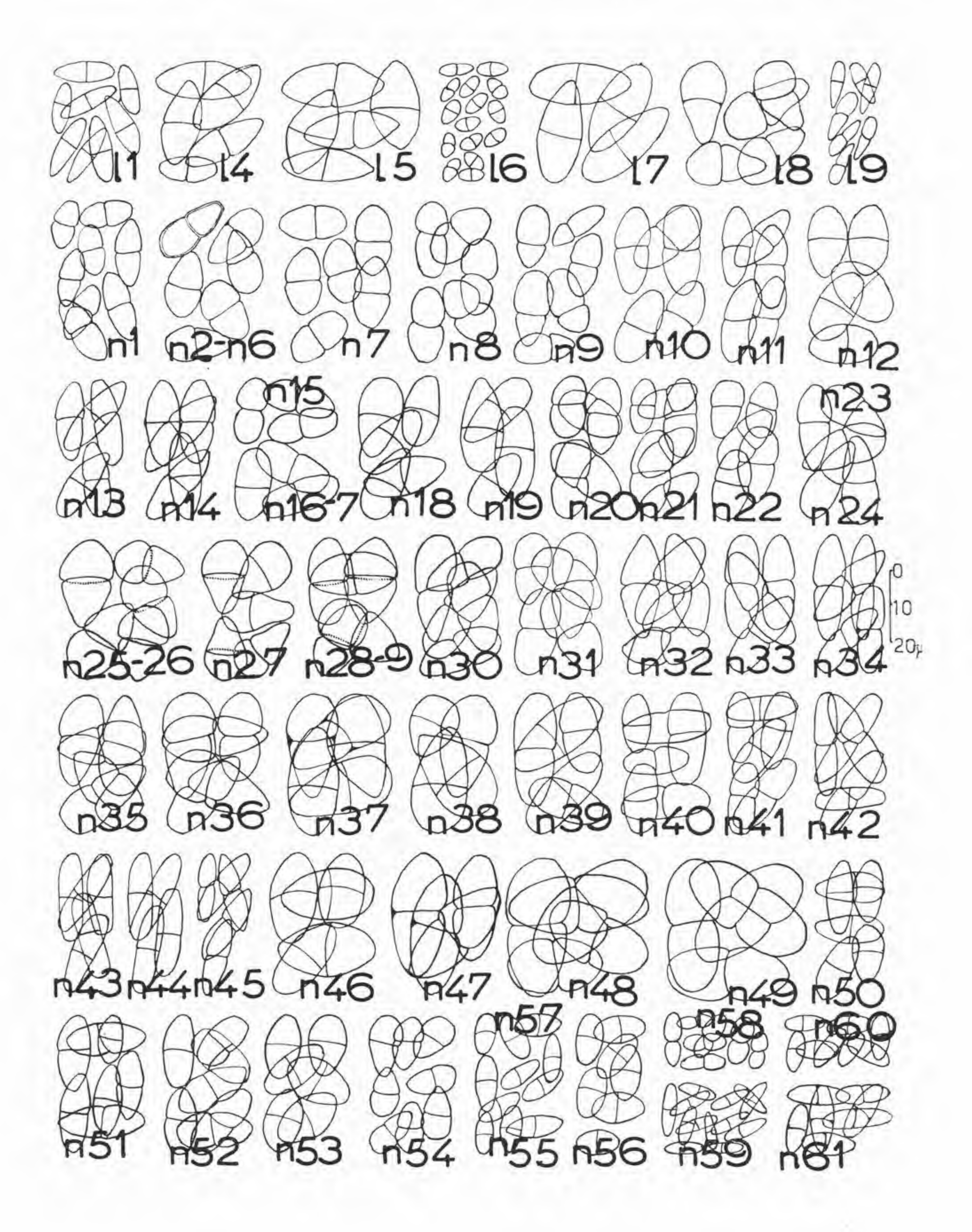

0
20
40μ
A
B
0 1 2mm
1
0 100 200μ
B
0 100 200μ
D
C
2
A
C
0 D
100
200μ
0 50 100μ

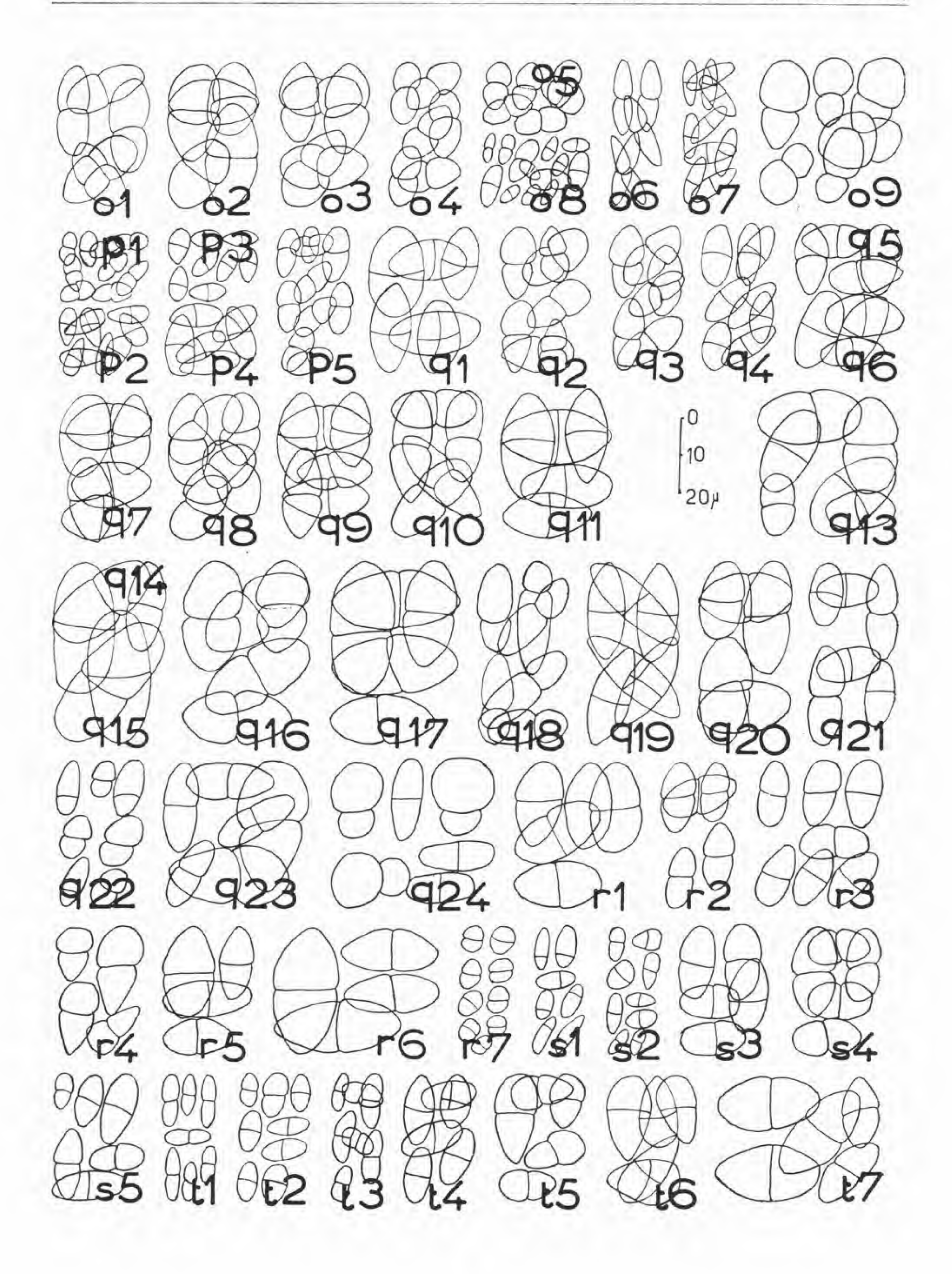

0
10
20µ
D
0 50 100µ
C
A
1
B
E
0
100
200µ
C
B
2
D
C
A
E
0 100 200µ
0 5 10mm.


PHRAGMOSPORAE
HENDERSONULA
HENDERSONIA
CAMAROSPORIUM
CYTOSPORINA
SEPTORIA
RABDOSPORA
TRICHOSEPTORIA
PHAEOSTAGONOSPOROPSIS
GRANULO-D.
MACRO-D.
STRIO-D.
STRIONEMA-D.
PSEUDOSPHAEROPSIS
SYNNEMA-D.
PARA-D.
PLACO-D.
LASIO-D.
PSEUDO-HAPLOSPORELLA
NEMA-D.
HEIMIO-D.
SCHIZO-D.
LASIODIPLODIELLA
SYN-D.
DIPLODIA
META-D.
CHAETO-D.
NOTHOPATELLA
BOTRYO-D.
RHYNCHO-D.
MICRO-D.
MICROBOTRYO-D.
PELLIONELLA
DARLUCA
DIPLODIELLA
TRAVERSOA
HAPLOSPORELLA
PHAEODIDYMAE
CONIOTHYRIUM
ASCOCHYTA
CYTOSPHAERA
CYTODIPLOSPORA
CHAETOMELLA
SPHAEROPSIS
DIPLODINA
PHAEOSPORAE
HYALODIDYMAE
MACROPHOMA
DOTHIORELLA
PHOMA
FUSICOCCUM
RHYNCHOPHOMA
PLACOSPHAERIA
HYALOSPORAE

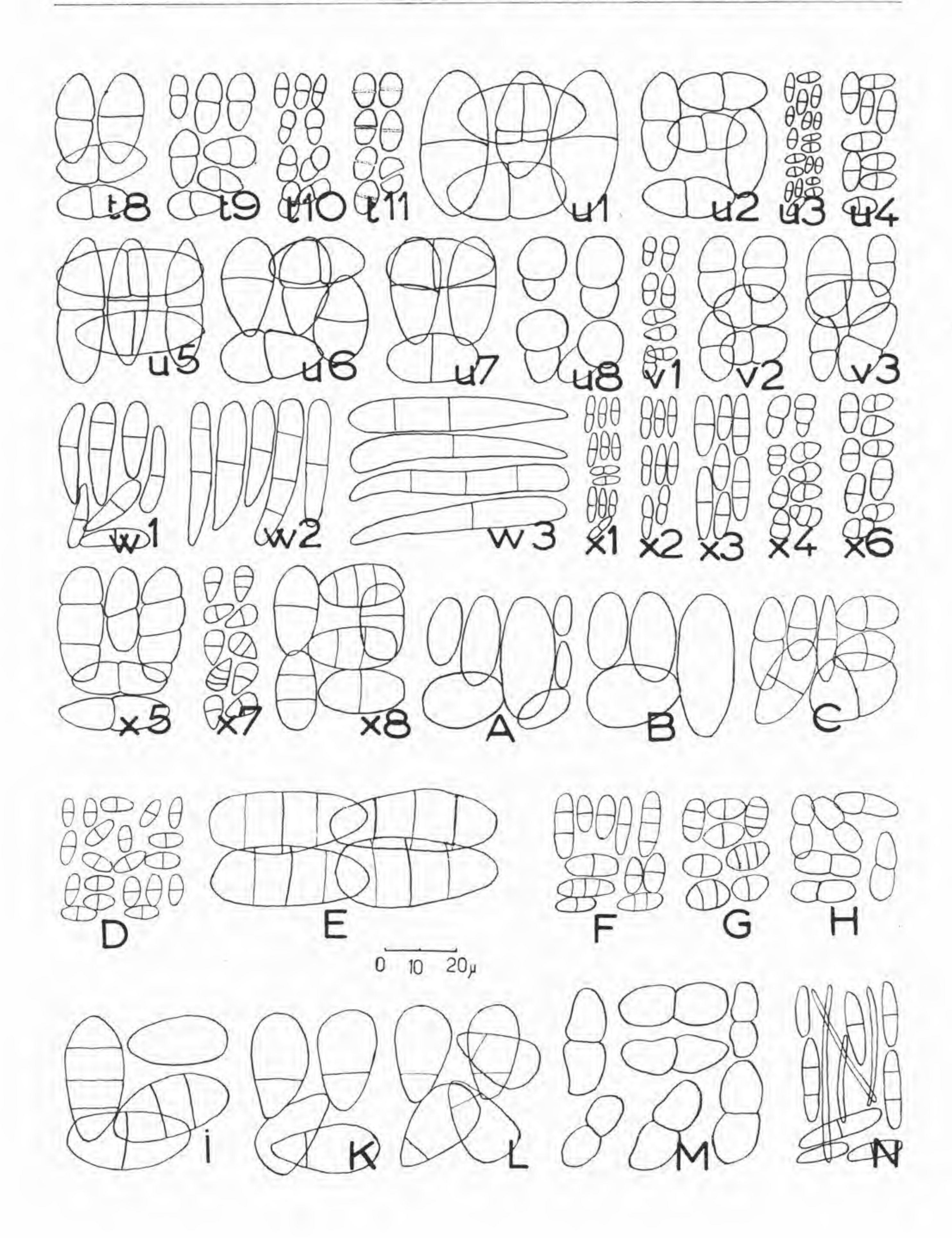

a1
a2
c1
c2
c3
b1
b2
b3
b4
b5
d1
d2
d3
d4
e1
e2
0
10
20µ
f1
g1
g2
g3
h1
h2
h2
h3
h4
h5
h6
h7
h8

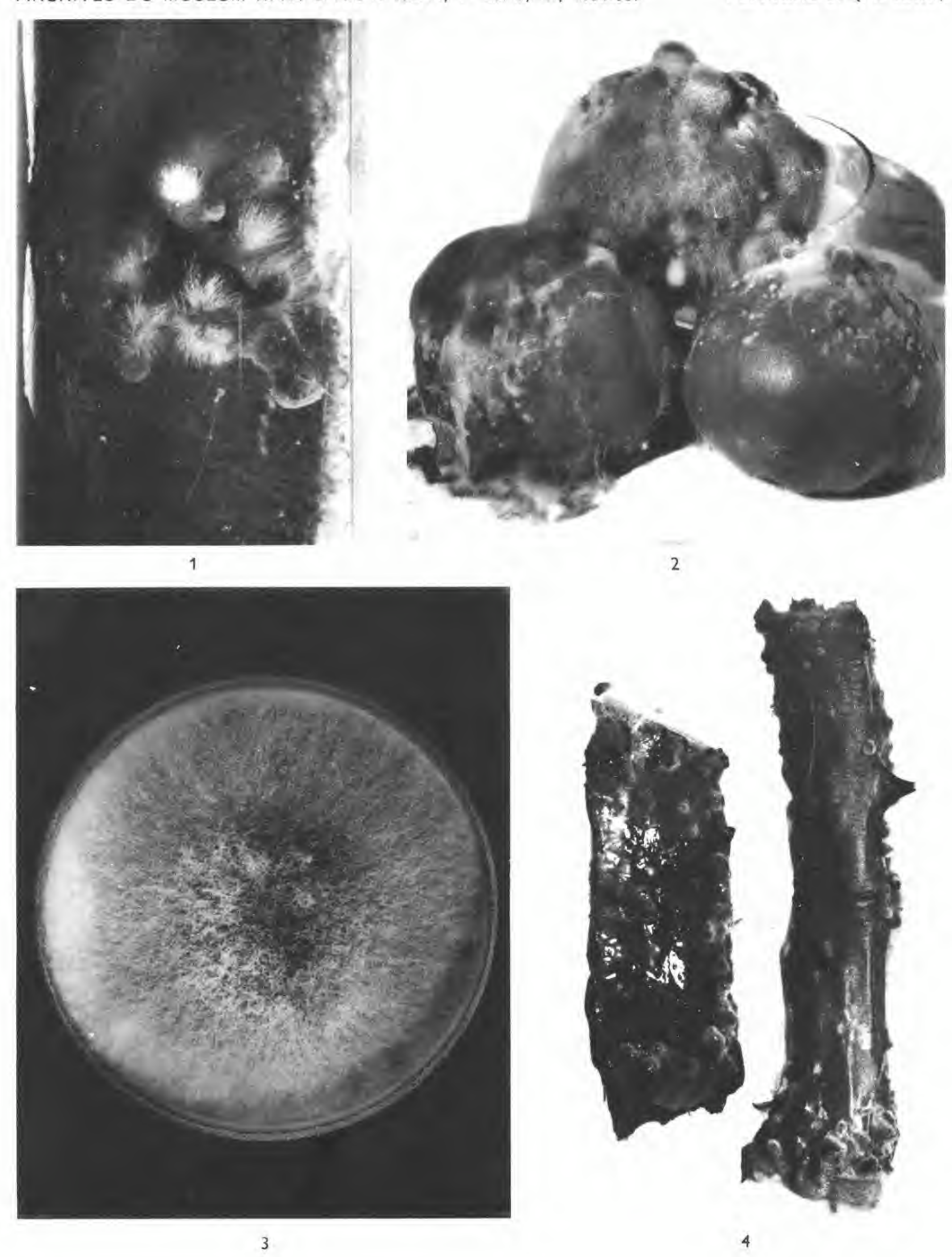

i1
i2
i5
i8
i11
i13
i15
i17
i3
i4
i6
i7
i9
i10
i12
i14
i16
i18
i19
i20
i21
i23-4
i29
i32
i34
i36
i30
i33
i22
i24-28
i31
i34
i35
i37
i38
j1
j2
j5
j7
j9
j11
j3
j4
j6
j8
j10
j12
j13
j14
j19
j21
j15
j16
j17
j18
j20
j22
j24
j23
j25
j26
j27
j28
j29
j30
j31
j32
j33
j34
k1
k2
k3
m1
0 10 20µ


l1
l4
l5
l6
l7
l8
l9
n1
n2-n6
n7
n8
n9
n10
n11
n12
n13
n14
n15
n16-7
n18
n19
n20
n21
n22
n23
n24
n25-26
n27
n28-9
n30
n31
n32
n33
n34
0
10
20µ
n35
n36
n37
n38
n39
n40
n41
n42
n43
n44
n45
n46
n47
n48
n49
n50
n51
n52
n53
n54
n55
n56
n57
n58
n59
n60
n61


o5
o1
o2
o3
o4
o8
o6
o7
o9
p1
p3
q5
p2
p4
p5
q1
q2
q3
q4
q6
0
10
20µ
q7
q8
q9
q10
q11
q13
q14
q15
q16
q17
q18
q19
q20
q21
q22
q23
q24
r1
r2
r3
r4
r5
r6
r7
s1
s2
s3
s4
s5
t1
t2
t3
t4
t5
t6
t7

Source : MNHN, Paris


t8
t9
t10
t11
u1
u2
u3
u4
u5
u6
u7
u8
v1
v2
v3
w1
w2
w3
x1
x2
x3
x4
x6
x5
x7
x8
A
B
C
D
E
F
G
H
0 10 20µ
i
K
L
M
N



1 2 3 4


1
2
3
4


1
2
3
4


1
2
3
4

ARCHIVES DU MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE

de format in-4° avec planches, ont paru depuis 1802 sous les titres suivants :

1re SÉRIE : **Annales du Muséum d'histoire naturelle,** t. I à XX, 1802-1813. La table parue en 1827 forme le t. XXI.

2e SÉRIE : **Mémoires du Muséum d'histoire naturelle,** t. I à XX, 1815-1832, table à la fin du t. XXI.

3e SÉRIE : **Nouvelles annales du Muséum d'histoire naturelle,** t. I à IV, 1832-1835.

4e SÉRIE : **Archives du Muséum d'histoire naturelle,** t. I à X, 1839-1861.

Ces 4 séries sont épuisées.

5e SÉRIE : **Nouvelles archives du Muséum d'histoire naturelle** en 46 volumes.

1° de 1865-1874, 10 volumes,
2° de 1878-1888, 10 volumes et table générale pour 1839-1888,
3° de 1889-1898, 10 volumes et table générale pour 1889-1898,
4° de 1899-1908, 10 volumes,
5° de 1908-1914, 6 volumes.

Épuisées en partie, une liste détaillée des tomes disponibles sera prochainement dressée.

Le tome : France, 2.000 fr. ; Étranger, 3.000 fr., sauf le tome XII : France, 3.500 fr., Étranger, 5.000 fr.

6e SÉRIE : **Archives du Muséum national d'histoire naturelle.**

T. I, 1926 à XI, 1934. Liste détaillée sur demande.

T. XII, 1935 - Volume du Tricentenaire, 683 p., fig., portr., 19 pl. Le Muséum national d'histoire naturelle, son histoire, son état actuel, par Paul Lemoine, suivi de 64 mémoires.

T. XIII, 1935 - Le Crétacé et le Tertiaire du Sahara soudanais (Soudan, Niger, Tchad), par R. Furon. Crustacés décapodes du Crétacé de Tanout (Damergon, Niger français), par L. Joleaud et Te-You Hsu. Sur quelques caractères anatomiques du pied des Éléphants, par H. Neuville.. Contribution à l'étude de la formation des phanères unguéales, par H. Neuville.

T. XIV, 1937 - Troisième centenaire du Muséum national d'histoire naturelle. Liste des délégués. Discours. Étude des Opisthobranches des côtes nord de la Méditerranée, par A. Pruvot-Fol. Anatomie des Cypraeidés, par J. Risbec. Recherches sur les caractères ostéologiques des Castoridés, par M. Friant. Sur trois Xyphius échoués sur les côtes des Landes et des Basses-Pyrénées, par P. Arne. **Épuisé.**

T. XV, 1937 - Recherches sur le télencéphale des Ruminants primitifs, par R. Anthony et M. Friant. Recherches sur l'anatomie comparée des graines de Ptéridospermes, par A. Loubière. Contribution à la morphologie et à la systématique des Téléostéens dyssymétriques, par P. Chabanaud. **Épuisé.**

T. XVI, 1940 - Un nouveau Téléostéen dyssymétrique fossile, originaire du Lutétien du Bassin de Paris, par P. Chabanaud. Le Télencéphale des Hippopotamidés, par M. Friant. L'œil des Cétacés, par le Dr A. Rochon-Duvigneaud. Recherches sur l'**Arctonyx dictator** Thomas, par Ach. Urbain et M. Friant. Gorgonides et Alcyonides des collections du Muséum National d'histoire naturelle (1re partie), par G. Stiasny.

T. XVII, 1940 - Variations expérimentales de **Chrysiridia madagascariensis** Less. (Lep. Uraniidae) par R. Catala.

T. XVIII, 1942 - Mollusques pléistocènes de la Côte française des Somalis recueillis par E. Aubert de la Rüe, par R. Abrard. Nouvelles études descriptives sur les Agarics termitophiles d'Afrique tropicale, par R. Heim. Recherches anatomiques sur l'Antilope royale, **Neotragus (Neotragus) pygmaeus** L., par Ach. Urbain et M. Friant.

T. XIX et dernier, 1942 - Études critiques sur les Tetrarhynques du Muséum de Paris, par R.-Ph. Dollfus.

7e SÉRIE : **Archives du Muséum national d'histoire naturelle.**

T. I, 1952 - L'œuvre de Richard Fosse, par Ch. Sannié. Les Corallinacées de France et d'Afrique du Nord par Gontran Hamel et Mme P. Lemoine, XVI-137 p., 24 pl. France, 3.500 fr. ; Étranger, 4.500 fr.

T. II, 1954 - Alfred Lacroix par Jean Orcel. Contributions à l'étude des flores fossiles quaternaires de l'Afrique du Nord, par C. Arambourg, J. Arènes et G. Depape. XXVII-87 p., 7 pl., portrait. France, 2.500 fr. ; Étranger, 3.000 fr.